



Escola Tècnica Superior d'Enginyers  
de Camins, Canals i Ports de Barcelona

UNIVERSITAT POLITÈCNICA DE CATALUNYA

## TESINA D'ESPECIALITAT

### Títol

**PRODUCCIÓ DE BIOMASSA ALGAL EN UN  
FOTOBIOREACTOR PER A LA DEPURACIÓ AIGÜES  
RESIDUALS (711-TES-CA-5602)**

### Autor/a

**ÓSCAR DURÁN POZO**

### Tutor/a

**IVET FERRER MARTI**

### Departament

**INGENIERÍA HIDRÁULICA, MARÍTIMA Y AMBIENTAL**

### Intensificació

**INGENIERÍA SANITARIA Y AMBIENTAL**

### Data

**JULIOL 2012**



El primer agradecimiento para mi familia. El cambio de construir caminos canales y puertos a investigar con microalgas es bastante duro, pero allí estuvieron apoyándome.

A mi madre por la fuerza de voluntad que siempre saca, a mi padre por sus cuidados intensivos y su ejemplar labor, a mi hermano por su ejemplo, sinceridad y bondad, a mi tía por ejercer de abuela y al resto de mi gran familia, por entender que cuando venían a verme, estuviera más tiempo con los libros que con ellos.

A mis amigos más cercanos por aguantarme; Dani, Eli, Esther, Miri, Pili, Roger, aunque cada día aumenta la distancia entre nosotros, nuestra amistad crece hasta puntos inexpugnables.

A Rafael Mujeriego, por cambiarme la visión de que un Ingeniero de Caminos es algo más que canales y puertos.

A la gente que ha aportado su granito o montaña de arena a esta tesina;

Eduardo, por la lucha en el montaje y las excursiones a las tiendas por material.

Jacinto, por permitirme toquetear en tu patente.

Fabiana y Javi, por la ayuda con los ensayos.

Jon, por la lucha con los sensores.

Germaine, por tu punto de vista.

Joan, por su experiencia.

Ivet, por su paciencia.

A mis compañeros de Góspel, Salsa y Batucada, por alegrarme los días dejando atrás el pasado.

A los amigos, compañeros y conocidos, que no he mencionado, pero que mostráis un gran interés en escucharme cuando explico los avances. Vuestras aportaciones y conocimientos han sido incluidos en este estudio.

A Raquel, por dármele todo sin pedir nada. Sin ti nunca hubiera llegado tan lejos.



## RESUMEN

Los fotobiorreactores son sistemas cerrados utilizados para el cultivo de algas que funcionan de manera similar a las lagunas de alta carga. Las microalgas constituyen un grupo de microorganismos cuyos usos potenciales aún no han sido suficientemente estudiados. Se han descrito más de 40.000 especies de microalgas, sin embargo, menos del 1% ha sido sometido a trabajos de identificación. Estos microorganismos constituyen una de las más importantes reservas de nuevos productos y aplicaciones, lo que justifica el alto interés que en la actualidad despiertan.

En esta tesina se realizará la construcción de un fotobiorreactor en el Parque científico-tecnológico Agrópolis de la UPC y se estudiará la evolución de los cultivos mediante la alimentación del mismo con aguas residuales. Se estudiará cuanto tiempo tarda la eliminación parcial o total de los nutrientes del agua introducida, las especies de microalgas originadas en el sistema y la cantidad de producción de biomasa que se genera.

El agua introducida en el fotobiorreactor procede del canal de riego que discurre por Agrópolis, ya que se asemeja bastante al efluente secundario de una depuradora. Por ese motivo, el sistema encaja en la definición de un tratamiento terciario para la eliminación de los nutrientes del agua.

El fotobiorreactor está formado por dos cubetas conectadas por doce tubos transparentes de 50 metros de longitud. Con una capacidad total de 9 m<sup>3</sup>, el sistema dispone de dos turbinas que impulsan el medio de cultivo por los tubos.

Este estudio se ha realizado mediante la medición online de parámetros como el pH, oxígeno disuelto, radiación solar, temperatura; la medición en el laboratorio de la alcalinidad, los nitratos, los sulfatos, los ortofosfatos, la demanda química de oxígeno (DQO) y los sólidos en suspensión; además de la medición in situ de la turbiedad.

Los experimentos se han realizado durante diferentes etapas, desde el mes de octubre del 2011 hasta abril del 2012.

Con los datos obtenidos se llega a la conclusión de que el fotobiorreactor es capaz de eliminar los nutrientes de 1 m<sup>3</sup> de agua de un efluente secundario en tan solo 12 horas, alcanzando los límites de vertidos permitidos<sup>1</sup>.

La productividad obtenida fue de 25,3 toneladas hectárea de materia seca microalgal por año, que representa el 25% del valor de productividad estimado para que a producción de microalgas sea económicamente viable (100 t/ha·año). Esto es debido a las características del agua introducida, que carecían de nutrientes.

Las especies identificadas en el medio de cultivo por orden de magnitud son: Chlamydomonas, Diatomeas, Chlorella y Ankistrodesmus. Todas ellas favorecen la proliferación del fitoplancton en las condiciones estudiadas.

---

<sup>1</sup> “Decreto 130/2003 DOGC 29 de Mayo 2003; núm. 3894”.

## ABSTRACT

The photobioreactors are closed systems used for growing algae that function similarly to the lagoons of high load. Microalgae are a group of microorganisms whose potential uses have not been sufficiently studied yet. Over 40,000 species of microalgae have been discovered, however, less than 1% has been subjected to identification. These microorganisms are one of the most important reserves of new products and applications, justifying the high interests that now come up.

In this thesis a photobioreactor will be constructed in the science and technology Agropolis Park, UPC and the evolution of crops will be studied by feeding the same with wastewater. We will study how long it takes for the partial or total removal of nutrients from the water introduced, the species of microalgae originating in the system and the amount of biomass production generated.

The water introduced into the photobioreactor is from the irrigation canal that runs through Agropolis because it closely resembles the secondary effluent of a water treatment plant. For this reason, the system falls within the definition of a tertiary treatment for the elimination of nutrients from the water.

The photobioreactor consists of two containers connected by twelve transparent tubes of 50 meters in length. With a total capacity of 9 m<sup>3</sup>, the system has two turbines which drive the culture medium through the tubes.

This study has been performed using the online measurement of parameters such as pH, dissolved oxygen, solar radiation, temperature, the laboratory measurement of alkalinity, nitrates, sulfates, orthophosphates, chemical oxygen demand (COD) and suspended solids in addition to the in situ measurement of turbidity.

The experiments have been performed at different stages from October 2011 till April 2012.

With the data obtained we arrive at the conclusion that the photobioreactor is able to remove the nutrients from 1m<sup>3</sup> of water from a secondary effluent in only 12 hours, reaching the permitted limit of discharges.

The productivity obtained was 25.3 tones of dry microalgae matter hectare per year, representing 25% of the estimated productivity of microalgae for the production to be economically viable (100 t/ha·yr). This is due to the characteristics of the water introduced, which lacked nutrients.

The species identified in the culture medium in order of magnitude are: chlamydomonas, diatoms, chlorella and ankistrodesmus. They all favour the growth of phytoplankton in the studied conditions.

# ÍNDICE

<b>CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>9</b>
<b>CAPÍTULO 2. OBJETIVOS .....</b>	<b>11</b>
<b>CAPÍTULO 3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA .....</b>	<b>13</b>
3.1 AGUAS RESIDUALES.....	13
3.1.1 Legislación aplicable .....	14
3.1.2 Composición de las aguas residuales .....	14
3.1.3 Sistemas de depuración de aguas residuales .....	15
3.2 TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES CON MICROALGAS.....	17
3.2.1 Simbiosis alga-bacteria .....	17
3.2.2 Eliminación de nutrientes.....	19
3.3 EXPERIENCIAS PREVIAS EN FOTOBIORREACTORES.....	20
3.3.1 Ventajas y desventajas de los sistemas cerrados y abiertos .....	21
3.3.2 Parámetros de diseño de fotobiorreactores cerrados.....	23
<b>CAPÍTULO 4. MATERIALES Y MÉTODOS .....</b>	<b>29</b>
4.1 PROTOTIPO EXPERIMENTAL.....	29
4.1.1 Preparación del terreno .....	29
4.1.2 Descripción del Fotobiorreactor .....	30
4.2 PROTOCOLO EXPERIMENTAL .....	34
4.2.1 Estudio Hidráulico.....	34
4.2.2 Inoculación del fotobiorreactor.....	36
4.2.3 Ensayo usando dos tubos con efluente del tratamiento secundario .....	37
4.2.4 Ensayo usando doce tubos con efluente del tratamiento secundario .....	38
4.3 MÉTODOS ANALÍTICOS .....	39
4.3.1 Parámetros medidos online.....	39
4.3.2 Parámetros analizados en el laboratorio.....	41
<b>CAPÍTULO 5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....</b>	<b>45</b>
5.1 CALIDAD DEL AGUA DE LA AGRÓPOLIS.....	45
5.2 ENSAYOS HIDRÁULICOS.....	46
5.2.1 Ensayo 1 .....	46
5.2.2 Ensayo 2 .....	49
5.3 INOCULACIÓN DEL FOTOBIORREACTOR .....	53
5.3.1 Radiación solar .....	53

5.3.2 Temperatura .....	54
5.3.3 Oxígeno disuelto .....	55
5.3.4 pH.....	55
5.3.5 Turbiedad.....	56
5.4 ENSAYO USANDO DOS TUBOS CON EFLUENTE TRATAMIENTO SECUNDARIO .....	57
5.4.1 Radiación solar .....	57
5.4.2 Temperatura .....	58
5.4.3 Oxígeno disuelto .....	58
5.4.4 pH.....	59
5.4.5 Alcalinidad .....	59
5.4.6 Turbiedad.....	60
5.4.7 DQO.....	61
5.4.8 Nutrientes .....	61
5.5 ENSAYO USANDO DOCE TUBOS CON EFLUENTE TRATAMIENTO SECUNDARIO .....	62
5.5.1 Radiación solar .....	62
5.5.2 Temperatura .....	63
5.5.3 Oxígeno disuelto .....	63
5.5.4 pH.....	64
5.5.5 Alcalinidad .....	65
5.5.6 Turbiedad.....	66
5.5.7 DQO.....	67
5.5.8 Nutrientes .....	67
5.5.9 Sólidos suspendidos volátiles .....	69
5.6 PRODUCTIVIDAD.....	69
5.7 IDENTIFICACIÓN DE LAS ESPECIES DE MICROALGAS .....	70
<b>CAPÍTULO 6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES .....</b>	<b>73</b>
6.1 CONCLUSIONES.....	73
6.2 RECOMENDACIONES .....	74
<b>REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>77</b>
<b>ANEJO.....</b>	<b>79</b>



## ÍNDICE DE TABLAS

### CAPÍTULO 3

Tabla 3. 1 Ventajas y desventajas de las lagunas abiertas y los sistemas cerrados. ....	22
Tabla 3. 2 Valores básicos de diseño para varios reactores.....	23

### CAPÍTULO 4

Tabla 4. 1 Factor de corrección (f).....	42
--	----

### CAPÍTULO 5

Tabla 5. 1 Dureza del agua. ....	45
Tabla 5. 2 Alcalinidad del agua.....	45
Tabla 5. 3 Pruebas hidráulicas, ensayo 1 .....	46
Tabla 5. 4 Diferencias entre los tubos de una misma sección.....	47
Tabla 5. 5 Aumento de las velocidades del ensayo 1. ....	47
Tabla 5. 6 Regímenes de operación en función de la velocidad y el número de Reynolds...	49
Tabla 5. 7 Pruebas hidráulicas, ensayo 2 .....	50
Tabla 5. 8 Diferencias entre los tubos de una misma sección.....	51
Tabla 5. 9 Aumento de las velocidades ensayo 2.....	51
Tabla 5. 10 Régimen de operación en función de la velocidad y el número de Reynolds. ...	53
Tabla 5. 11 Cálculos durante el experimento a doce tubos.....	70
Tabla 5. 12 Productividad del sistema funcionando al 100% de su capacidad. ....	70

## ÍNDICE DE FIGURAS

### CAPÍTULO 3

Figura 3. 1 Simbiosis algas-bacterias.....	18
Figura 3. 2 Lagunas de alta carga ubicadas en la UPC.....	21
Figura 3. 3 Principales elementos para el funcionamiento de los reactores cerrados. ....	21
Figura 3. 4 Tipos básicos de fotobiorreactores. ....	23
Figura 3. 5 Ilustración de la trayectoria de la luz y de los ciclos luz-oscuridad.....	25

### CAPÍTULO 4

Figura 4. 1 Imagen de Agrópolis.....	29
Figura 4. 2 Imagen de Agrópolis, ubicación del fotobiorreactor.....	30
Figura 4. 3 Denominación del fotobiorreactor. ....	30
Figura 4. 4 Detalle del tanque según planos adjuntados en el anejo.....	31
Figura 4. 5 Imagen de los tanques 1 y 2 (Invernadero) separados por la turbina, sin los conductos de unión a los tanques 3 y 4. ....	31
Figura 4. 6 Diferencia entre el polietileno de baja densidad y el de alta densidad.....	32
Figura 4. 7 Unión de los tubos al tanque. ....	32
Figura 4. 8 Detalle de la turbina según los planos del fotobiorreactor. ....	32
Figura 4. 9 Imagen del cuadro de mandos.....	33
Figura 4. 10 Desagüe del Fotobiorreactor.....	33
Figura 4. 11 Sensores del Fotobiorreactor y DataTaker.....	34
Figura 4. 12 Datos obtenidos de las muestras .....	35
Figura 4. 13 Fórmula del número de Reynolds. ....	36
Figura 4. 14 El inóculo se recoge de las lagunas de alta carga, que encontramos en la azotea del modulo D1 del Campus Nord.....	36
Figura 4. 15 Proceso de la obtención del inóculo y del agua residual. ....	37
Figura 4. 16 Proceso del primer ensayo.....	37
Figura 4. 17 Tomador de muestras automático .....	38
Figura 4. 18 Desprendimiento y recolección de la biopelícula .....	38
Figura 4. 19 Imagen capturada de la página web del centro de control online de los sensores. ....	41
Figura 4. 20 Fórmula para el cálculo de la dureza. ....	42
Figura 4. 21 Fórmula para el cálculo de la Alcalinidad. ....	42
Figura 4. 22 Espectrofotómetro y tubos de digestión. ....	43
Figura 4. 23 Placa calefactora.....	43

### CAPÍTULO 5

Figura 5. 1 Velocidades de los tubos de IDA a diferentes rpm de la turbina.....	48
Figura 5. 2 Velocidades de los tubos de VUELTA a diferentes rpm de la turbina. ....	48
Figura 5. 3 Cortadores de ola contruidos después del ensayo 1.....	50

Figura 5. 4 Velocidades de los tubos de IDA a diferentes rpm de la turbina.....	52
Figura 5. 5 Velocidades de los tubos de VUELTA a diferentes rpm de la turbina.....	52
Figura 5. 6 Radiación solar ( $W/m^2$ ) del 2 de marzo al 23 de marzo del 2012.....	54
Figura 5. 7 Temperatura ( $^{\circ}C$ ) del 2 de marzo al 23 de marzo del 2012.....	54
Figura 5. 8 Oxígeno Disuelto ( $mg/l$ ) del 2 de marzo al 23 de marzo del 2012.....	55
Figura 5. 9 pH del 2 de marzo al 23 de marzo del 2012.....	56
Figura 5. 10 Turbiedad (UNT) del 2 de marzo al 23 de marzo del 2012.....	56
Figura 5. 11 Color del agua antes (izquierda) y después (derecha).....	57
Figura 5. 12 Radiación solar ( $W/m^2$ ) del 26 de marzo al 29 de marzo del 2012.....	57
Figura 5. 13 Temperatura ( $^{\circ}C$ ) del 26 de marzo al 29 de marzo del 2012.....	58
Figura 5. 14 Oxígeno Disuelto ( $mg/l$ ) del 26 de marzo al 29 de marzo del 2012.....	58
Figura 5. 15 pH del 26 de marzo al 29 de marzo del 2012.....	59
Figura 5. 16 Alcalinidad ( $mg\ CaCO_3/l$ ) del 26 de marzo al 29 de marzo del 2012.....	60
Figura 5. 17 Turbiedad (UNT) del 2 de marzo al 23 de marzo del 2012.....	60
Figura 5. 18 Color del agua al inicio (izquierda) y final del experimento (derecha).....	61
Figura 5. 19 DQO (ppm) del 26 de marzo al 29 de marzo del 2012.....	61
Figura 5. 20 $NO_3^-$ (ppm) del 26 de marzo al 29 de marzo del 2012.....	62
Figura 5. 21 Radiación solar ( $W/m^2$ ) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.....	63
Figura 5. 22 Temperatura ( $^{\circ}C$ ) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.....	63
Figura 5. 23 Oxígeno Disuelto ( $mg/l$ ) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.....	64
Figura 5. 24 pH del 16 de abril al 20 de abril del 2012.....	65
Figura 5. 25 Alcalinidad ( $mg\ CaCO_3/l$ ) del 16 de abril al 20 de abril.....	65
Figura 5. 26 Turbiedad (UNT) del 16 de abril al 20 de abril.....	66
Figura 5. 27 Color del agua al inicio (izquierda) y final del experimento (derecha).....	66
Figura 5. 28 DQO (ppm) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.....	67
Figura 5. 29 $NO_3^-$ (ppm) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.....	68
Figura 5. 30 $PO_4$ – (ppm) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.....	68
Figura 5. 31 $SO_4$ – (ppm) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.....	68
Figura 5. 32 SSTV ( $mg/l$ ) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.....	69
Figura 5. 33 Relación entre SSV y la turbiedad del 16 de abril al 20 de abril del 2012.....	69
Figura 5. 34 A la izquierda <i>Chlamydomonas</i> del fotobiorreactor, imagen x 1000 extraída microscopio. A la derecha composición de las <i>Chlamydomonas</i> .....	71
Figura 5. 35 <i>Diatomeas</i> del fotobiorreactor, imagen x 1000 extraída del microscopio.....	71
Figura 5. 36 A la izquierda <i>Chlorella</i> del fotobiorreactor, imagen x 1000 extraída del microscopio. A la derecha imagen de un dibujo de una <i>Chlorella</i> .....	72
Figura 5. 37 <i>Ankistrodesmus</i> del fotobiorreactor, imagen x 1000 extraída microscopio.....	72



## CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN

En la década de 1950 se introdujo por primera vez la idea de emplear luz solar y agua marina, para obtener cultivos masivos de microalgas ricas en proteína de alta calidad, como una buena alternativa para obtener alimento para el ser humano (Becker, 1994).

Las microalgas son organismos unicelulares, semejantes a los vegetales, que realizan la fotosíntesis y convierten el dióxido de carbono en biomasa. Mientras crecen, las algas toman CO<sub>2</sub> que se libera de nuevo después, cuando se para producir biocombustible. Por tanto, puede obtenerse energía de las algas, en un ciclo que es neutro en dióxido de carbono, a diferencia de lo que sucede con los combustibles fósiles.

Los sistemas de lagunas de alta carga (HRAP) se desarrollaron en los años 1950 con el objetivo de reducir la superficie de las lagunas convencionales y mejorar la sedimentación del fitoplancton (Oswald, 1987). Un HRAP es un sistema que consigue alcanzar dos objetivos principales como es el tratamiento de aguas residuales y la producción de biomasa con una inversión mínima, un consumo energético bajo y una notable reducción del espacio.

Funcionalmente se trata de una combinación entre lagunaje convencional y un reactor de algas, persiguiendo la selección de especies con máxima tasa de eliminación de nutrientes y la máxima capacidad de floculación.

Los sistemas abiertos convencionales, están constituidos por canales poco profundos de unos 15-30 cm, en forma de circuito cerrado, en los que el medio de cultivo es impulsado mediante paletas rotatorias, estando expuesto a la atmosfera. Tiene como ventaja el bajo coste de producción de biomasa algal, permitiendo alcanzar densidades celulares de hasta 0,7 g de células/l (Grobbelaar, 2000). Todos estos factores junto a la concentración elevada de nutrientes del agua residual promueven el crecimiento del fitoplancton.

La función fundamental de la laguna de alta carga es el tratamiento secundario del agua residual, que consiste en eliminar la materia orgánica disuelta en el agua residual mediante un cultivo de microalgas de manera que se obtiene materia orgánica particulada (microrganismos). No obstante esta tecnología hace tiempo que llegó a su límite, en términos de producción de biomasa, además de la fácil contaminación y la falta de control de la temperatura. Estos inconvenientes estimularon la investigación de los fotobiorreactores cerrados, fabricados con un material transparente que permite captar la mayor luz solar posible.

Los fotobiorreactores son sistemas cerrados utilizados para el cultivo de algas que funcionan como lagunas de alta carga. De esta biomasa puede biocombustibles como el biodiesel, el bioetanol y el biogás.

Al inicio de los años 90, se pudo alcanzar la productividad teórica estimada de 100 toneladas de cultivos microalgales por hectárea y año (Richmond, 2000), gracias al cambio del sistema convencional de carrusel abierto al sistema cerrado del fotobiorreactor.



## CAPÍTULO 2. OBJETIVOS

El objetivo general de esta tesina es estudiar el funcionamiento de un fotobiorreactor y adaptarlo al cultivo en aguas residuales en régimen discontinuo.

Los objetivos específicos que busca este estudio experimental son los siguientes:

1. Implementar un fotobiorreactor y caracterizar su régimen hidráulico.
2. Estudiar el crecimiento de la biomasa y la eliminación de nutrientes mediante ensayos en discontinuo.
3. Cuantificar la productividad de biomasa del sistema.
4. Identificar las principales especies de microalgas.

El estudio experimental se realizará en un fotobiorreactor ubicado en la Agrópolis, parque científico-tecnológico de la Universidad Politécnica de Cataluña (UPC).





## CAPÍTULO 3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

El aumento de la población y su concentración en los núcleos urbanos ha provocado un incremento de las cargas contaminantes vertidas en las masas de agua como ríos o mares, hasta el punto de no poder ser asimiladas por los mecanismos naturales de depuración. Este hecho, entre otros, provoca un empeoramiento de la calidad del agua en el medio receptor que produce unos efectos negativos sobre la flora y la fauna. Para reducir estos efectos se han desarrollado tecnologías capaces de disminuir las cargas contaminantes.

Los contaminantes presentes en el agua residual pueden eliminarse con procesos físicos, químicos y/o biológicos. Los procesos físicos eliminan la materia en suspensión por interceptación o por gravedad. Los físico-químicos mejoran los físicos mediante la adición de productos químicos que consiguen incrementar el rendimiento de eliminación de los sólidos en suspensión. Los procesos biológicos se aplican principalmente para la eliminación de las sustancias orgánicas biodegradables presentes en el agua residual, tanto en forma coloidal como disueltas. Dicha actividad biológica convierte las sustancias en gases y en células, la primera se libera en la atmósfera y el segundo eliminable por sedimentación.

Mediante la combinación de los diferentes procesos pueden diseñarse diferentes líneas de tratamiento del agua residual, basados en las condiciones de espacio, legales y económicas que se disponga.

Los sistemas de depuración de agua residual se dividen en dos grandes grupos: los sistemas naturales y los sistemas convencionales. Los sistemas naturales necesitan grandes extensiones de terreno, pero un mínimo coste de operación y mantenimiento. Los sistemas convencionales se caracterizan por la utilización de poca superficie en comparación con los naturales, pero un gran coste energético y un mayor coste de mantenimiento que los naturales. Además los sistemas naturales permiten la creación de ecosistemas a su alrededor.

No obstante con ambos sistemas es posible conseguir calidades de los efluentes similares si se realizan buenas explotaciones.

### 3.1 AGUAS RESIDUALES

Se denominan aguas residuales aquellas aguas que han sido utilizadas en viviendas, en industrias, en agricultura y en servicios, pudiéndose incluir también las que proceden de la lluvia y las que discurren por calles y espacios libres.

Las aguas residuales podrían llegar a constituir un problema medioambiental serio, no solo por el hecho de verter estas aguas contaminadas a los cauces de los ríos, sino también por el poco aprovechamiento de este agua para otros usos, ocasionándose una pérdida energética y económica.

Las aguas residuales engloban un flujo de aguas de diferentes destinos, aunque normalmente la composición varía dentro de unos rangos determinados para la mayoría de contaminantes, la existencia de zonas industriales o de vertidos incontrolados por la red doméstica puede ocasionar niveles anormalmente altos de determinados parámetros.

### **3.1.1 Legislación aplicable**

En la actualidad, las actuaciones prioritarias en cuanto a conservación del medio, han propiciado la implantación de exigencias referentes a la calidad de los efluentes urbanos (Directiva Marco del Agua<sup>2</sup>, que establece un marco comunitario de actuación en el ámbito de la política de aguas dentro de la Unión Europea). En la Unión Europea, se impone como uno de los principales objetivos la reducción de la contaminación de las aguas superficiales comunitarias procedentes de las aguas depuradas en las plantas de tratamiento. En este sentido, la directiva del Consejo de las Comunidades Europeas, exige a los Estados miembros el control de las descargas de aguas residuales procedentes de las plantas de tratamiento, así como sus efectos sobre el medio ambiente.

El tratamiento de las aguas residuales en las estaciones depuradoras tiene por objetivo fundamental el disminuir la carga orgánica y la materia en suspensión, pudiendo, según los requerimientos, incluirse sistemas de desinfección. Estas aguas ya depuradas son vertidas en los medios receptores.

La elección, diseño y dimensionado de los sistemas de depuración escogidos están dirigidos a tratar el volumen de agua efluente descargada por la red doméstica, obteniendo una calidad que debe cumplir la normativa vigente que, sobre vertidos deba aplicarse; (R.D.L 1/2001, de 20 julio, con trasposición a la normativa española; R.D.L 11/1995, de 28 de diciembre, por el que se establecen las normas aplicables al tratamiento de las aguas residuales urbanas, desarrollado en el R.D. 509/1996 de 15 de marzo y modificado por el R.D. 2116/1998 de 2 de octubre; y la directiva 86/280/CEE de 12 de junio relativa al vertido a aguas interiores o al mar de efluentes que contengan o puedan contener sustancias peligrosas desarrollados por R.D. 258/1989 de 10 de marzo, para vertidos de sustancias peligrosas al mar; para vertidos a aguas continentales, el R.D. 995/2000 de 2 de junio, fija los objetivos de calidad para determinadas sustancias contaminantes vertidas en aguas superficiales continentales).

### **3.1.2 Composición de las aguas residuales**

Las aguas residuales están formadas por la mezcla de aguas fecales, residuos domésticos, arrastres de lluvia, infiltraciones y residuos industriales. En la siguiente clasificación se encuentran todas las sustancias químicas disueltas y en suspensión procedentes del uso del agua habitual en los hogares:

---

<sup>2</sup> Directiva 2000/60/CE del Parlamento Europeo y del Consejo, de 23 de octubre de 2000.

Sólidos: Se clasifican según su presentación en:

- Sólidos solubles
- Sólidos coloidales
- Sólidos en suspensión
- Sólidos sedimentales

Líquidos: El agua es el principal componente líquido de las aguas residuales urbanas, sin embargo, puede contener pequeñas cantidades de líquidos de origen doméstico, como aceites y grasas. Además, en zonas industriales pueden presentar vertidos puntuales de otras sustancias tóxicas.

Gases: Las aguas residuales presentan gases en disolución entre los que caben destacar:

- Oxígeno: indicador de la contaminación microbiana, alcanzando valores cercanos a 0 mg/l en aguas contaminadas por bacterias u otros organismos debido a su respiración.
- CO<sub>2</sub>: producido en la fermentación de compuestos orgánicos y la respiración de los microorganismos.
- SH<sub>2</sub>: procedente de la descomposición anaerobia de compuestos orgánicos e inorgánicos que contienen azufre.
- Metano: generado en la descomposición anaerobia de la materia orgánica.

### **3.1.3 Sistemas de depuración de aguas residuales**

Convencionalmente, los procesos de una estación depuradora de aguas residuales se agrupan en:

- Línea de aguas: pretratamiento, tratamiento primario, secundario y terciario.
- Línea de fangos: espesamiento, digestión anaerobia, acondicionamiento, secado y disposición final.
- Línea de gas: aprovechamiento del metano.

#### **Pretratamiento**

En toda estación depuradora de aguas residuales resulta necesaria la existencia de un tratamiento previo o pretratamiento que elimine del agua residual aquellas materias que pueden obstruir las bombas y canalizaciones, o bien interferir en el desarrollo de los procesos posteriores.

Con el pretratamiento se elimina la parte de polución más visible: cuerpos voluminosos, trapos, palos, hojas, arenas, grasas y materiales similares, que llegan flotando o en suspensión desde los colectores de entrada.

Una línea de pretratamiento convencional consta de las etapas de desbaste, desarenado y desengrasado.

### **Tratamiento Primario**

Se entiende por tratamiento primario a aquel proceso o conjunto de procesos que tienen como misión la separación por medios físicos de las partículas en suspensión no retenidas en el pretratamiento.

El proceso principal del tratamiento primario es la decantación, fenómeno provocado por la fuerza de gravedad que hace que las partículas suspendidas más pesadas que el agua se separen sedimentándose. Normalmente, en decantadores denominados dinámicos, los fangos son arrastrados periódicamente hasta unas purgas mediante unos puentes móviles con unas rasquetas que recorren el fondo. En los denominados decantadores circulares, inmensos, el agua entra por el centro y sale por la periferia, mientras que los fangos son arrastrados hacia un pozo de bombeo de donde son eliminados por purgas periódicas.

Otros procesos de tratamiento primario incluyen el mecanismo de flotación con aire, en donde se eliminan sólidos en suspensión con una densidad próxima a la del agua, así como aceites y grasas, produciendo unas burbujas de aire muy finas que arrastran las partículas a la superficie para su posterior eliminación.

### **Tratamiento Secundario**

Su finalidad es la reducción de la materia orgánica presente en las aguas residuales una vez superadas las fases de pretratamiento y tratamiento primario. El tratamiento secundario más comúnmente empleado para las aguas residuales urbanas consiste en un proceso biológico aerobio seguido por una decantación, denominada secundaria.

El proceso biológico puede llevarse a cabo por distintos procedimientos. Los más usuales son el proceso denominado fangos activos y el denominado de lechos bacterianos o filtros percoladores. Existen otros procesos de depuración aerobia de aguas residuales empleados principalmente en pequeñas poblaciones: sistema de lagunaje, filtros verdes, etc.

### **Tratamiento terciario**

El tratamiento terciario permite eliminar nutrientes y patógenos del efluente secundario de las aguas residuales. Este tratamiento consiste en un proceso físico-químico que utiliza la precipitación, la filtración y/o la cloración para reducir drásticamente los niveles de nutrientes inorgánicos, especialmente los fosfatos del efluente final.

De todas formas, en la mayoría de los casos el tratamiento terciario de aguas residuales urbanas queda limitado a una desinfección para eliminar patógenos, normalmente mediante la adición de cloro gas, en las grandes instalaciones, e hipoclorito, en las de menor tamaño. La cloración sólo se utiliza si hay peligro de infección.

En los últimos años, no obstante, ha crecido notablemente el interés por la eliminación del nitrógeno (N) y fósforo (P), puesto que pueden favorecer la eutrofización de las aguas superficiales.

## 3.2 TRATAMIENTO DE AGUAS RESIDUALES CON MICROALGAS

Los sistemas de depuración basados en la acción de las microalgas consiguen resultados óptimos en la eliminación de microorganismos contaminantes, presentes en las aguas residuales y procedentes de la actividad humana y animal. Así las lagunas de maduración empleadas por el hombre desde hace muchos siglos como sistema de depuración, consiguen por la acción conjunta de las microalgas y la luz, la eliminación de los agentes contaminantes (Oswald, 1987). Sin embargo, los altos requerimientos de superficie necesarios para este tratamiento, la alta influencia de la climatología y el alto tiempo de retención hidráulico, hace que solo puedan ser utilizados en pequeñas poblaciones que dispongan de grandes superficies de terreno para su uso en depuración de aguas.

Por otra parte, los vertidos de las plantas de tratamiento de aguas residuales urbanas, tanto convencionales como no convencionales, que no están equipadas con tratamientos terciarios de desinfección, presentan el problema de la incorporación al medio receptor de gran cantidad de microorganismos.

La incorporación de estos microorganismos a los ecosistemas en que son vertidas estas aguas supone a menudo una contaminación que no es susceptible de control legal. La incorporación de sistemas de depuración de aguas residuales que conlleven un alto grado de desinfección suponen un paso adelante en el desarrollo de las técnicas de tratamiento de aguas residuales urbanas.

Esta contaminación microbiológica limita en gran medida la reutilización de las aguas, para aplicaciones donde existe una gran demanda.

En un sistema de depuración la aireación de la masa de agua en los procesos aeróbicos de tratamiento de agua residuales representa un alto gasto energético, que puede alcanzar el 50% de la energía utilizada en una planta. Los sistemas basados en asociaciones alga-bacteria permiten obtener mediante la fotosíntesis de las algas el oxígeno requerido por las bacterias heterótrofas para su respiración, mientras que éstas generan  $\text{CO}_2$  que es utilizado por las microalgas como fuente de carbono para su fijación como carbono orgánico mediante los procesos fotosintéticos.

Existen diversos factores característicos de los sistemas de depuración mediante la utilización de microalgas, que intervienen en la eliminación de las poblaciones de microorganismos contaminantes. Éstos se explicarán en el apartado 3.3.2 *Parámetros de diseño de fotobiorreactores cerrados*.

### 3.2.1 Simbiosis alga-bacteria

Los procesos llevados a cabo en los sistemas de depuración de agua mediante microalgas son variados y complejos. En la Figura 3.1, podemos observar la simbiosis entre algas-bacterias. En este proceso se realiza la aireación fotosintética generada por las microalgas, el oxígeno generado de la cual es utilizado por las bacterias aeróbicas para degradar la materia orgánica.

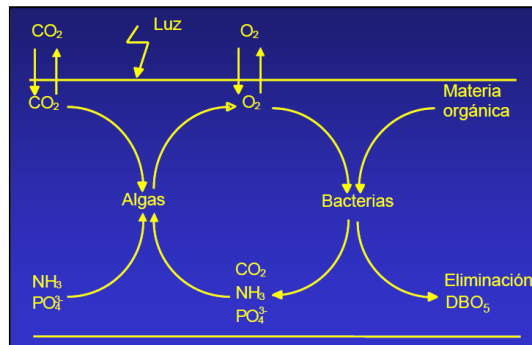


Figura 3. 1 Simbiosis algas-bacterias.<sup>3</sup>

Este sistema facilita la oxigenación homogénea del medio y aumenta el contenido de oxígeno disuelto.

Los tratamientos de depuración de aguas residuales urbanas basados en la aplicación directa de algas, suponen un aumento de la eficiencia energética en la reducción de DBO, por la generación de oxígeno que es utilizado por las bacterias aerobias heterótrofas.

La utilización de microalgas como método de aporte de oxígeno al medio supone:

- Una ventaja económica, reduciendo costes, ya que la operación permite disminuir o prescindir de la aireación mecánica forzada.
- Una ventaja medioambiental, evitando la formación de aerosoles contaminantes originados por la aireación mediante bombas de inyección de aire.

Las relaciones establecidas entre las algas y las bacterias pueden estar encaminadas a la estimulación o inhibición entre ellas (Cole, 1982).

### **Modificación del medio**

La población de bacterias en un determinado medio puede ejercer un efecto inhibitorio en el crecimiento de las algas. Cuando el índice de materia orgánica disuelta es lo suficiente alto, predomina un crecimiento bacteriano cuyos procesos metabólicos pueden modificar el sistema en deterioro de las algas. La respiración aeróbica bacteriana requiere de prácticamente todo el oxígeno disuelto (OD) presente en el medio, lo que impide el posible desarrollo de las algas.

Durante el día, el descenso del contenido en el OD no alcanza niveles críticos que supongan una inhibición total en desarrollo de las algas, debido a los aportes atmosféricos y de las algas presentes. Sin embargo, el consumo de oxígeno nocturno en sistemas muy poblados puede suponer un problema para las algas.

<sup>3</sup> Figura extraída de las diapositivas de la asignatura "Processos experimentals de tractament d'aigües" impartida en la Escuela de Caminos Canales y Puertos de Barcelona.

### **Nutrientes limitantes**

El crecimiento de las algas puede verse afectado por falta de nutrientes como nitrógeno y fósforo. En aguas residuales este problema no pasa, ya que el aporte tanto de sustancias orgánicas como inorgánicas está garantizado. En cambio, lo que sí que puede ocurrir es que la existencia de estos nutrientes, unidos a altas temperaturas y la radiación solar, origine un fenómeno de eutrofización, que seguido por un desarrollo de algas, colapse el ecosistema.

### **Alteración del macrosistema**

En periodo de crecimiento masivo de algas podría verse agotado la fuente de carbono inorgánico. Este descenso debería ir acompañado de un aumento del pH, afectando a la mayoría de las poblaciones de bacterias presentes en el medio, pudiendo algunas no ser tolerantes a los valores de pH alcanzados.

### **Aporte de oxígeno**

La proliferación de altas concentraciones de microalgas en sistemas acuáticos representa un aporte de  $O_2$  al medio. Esta aireación fotosintética oxigena la masa de agua de forma homogénea, facilitando la respiración de los organismos heterótrofos y estimulando el crecimiento bacteriano.

### **Aporte de materia orgánica**

Las algas suponen una importante fuente de materia orgánica en el crecimiento de las bacterias. En sistemas acuáticos caracterizados por una alta actividad referida a las microalgas suele presentarse una alta actividad microbiana.

Las bacterias se involucran con las algas parasitando las células de las algas, nutriéndose de los productos procedentes de la descomposición de las células de algas muertas, utilizando como recursos, subproductos resultantes del metabolismo de las algas y de su descomposición.

## **3.2.2 Eliminación de nutrientes**

Las aguas procedentes de tratamientos secundarios de estaciones depuradoras de agua residuales presentan unos contenidos de N y P del orden de  $N-NH_3$  de 50 mg/l,  $N-NO_3^-$  de 6 mg/l y  $P-PO_4^{3-}$  de 30 mg/l (Howard 2004). Los vertidos que contienen estos compuestos, representan un medio enriquecido en nutrientes que favorece la proliferación de microalgas.

En la decantación primaria se elimina una fracción de partículas de materia orgánica, y es en el tratamiento biológico cuando la mayor parte del nitrógeno orgánico se transforma en

amonio y otras formas inorgánicas. Parte del amonio se asimila como parte de la materia celular de la biomasa y otra está presente en los efluentes de los decantadores secundarios.

Los dos mecanismos principales que intervienen en este proceso son la asimilación y la nitrificación-desnitrificación.

Los microorganismos presentes en el agua residual tienden a asimilar el nitrógeno amoniacal y a incorporarlo a su masa celular. Con la muerte de las células una parte de este nitrógeno amoniacal retornará al agua residual. En el proceso de nitrificación-desnitrificación, la eliminación de nitrógeno se consigue en dos etapas de conversión. En la primera; la nitrificación, se reduce la demanda de oxígeno del amoniaco mediante su conversión a nitrato. No obstante, en este paso, el nitrógeno apenas ha cambiado de forma y no se ha eliminado. En el segundo paso; la desnitrificación, el nitrato se convierte en nitrógeno gas, que se emite a la atmosfera.

El fósforo se elimina del sistema por medio de la purga o arrastre de los microorganismos. Mediante un adecuado control de las condiciones ambientales es posible conseguir que el consumo de fósforo sea por encima de sus necesidades normales.

### **3.3 EXPERIENCIAS PREVIAS EN FOTOBIORREACTORES**

La operación en fotobiorreactores permite la selección de las especies de microalgas con las que se pretende trabajar, mediante la inoculación de los cultivos y el control de las variables de operación. Esto sin embargo es un proceso limitado en el caso de las aguas residuales urbanas, ya que la entrada de un afluente variable implica un aporte continuo de microorganismos diferentes.

Se pueden utilizar inóculos de lagunas para activar la aparición de microalgas en los fotobiorreactores. Esto permite que la compatibilidad de los microorganismos con el medio sea muy alta, así como ventajas en la velocidad de proliferación (García 2000).

Respecto al diseño, en todos los casos las soluciones para optimizar el rendimiento en la producción de algas en los fotobiorreactores se basan en la optimización del aprovechamiento de la luz incidente a través de la dispersión de microalgas y del control del grado de turbulencia del régimen de funcionamiento.

En la Figura 3.2 observamos los sistemas abiertos de depuración de aguas residuales basados en las microalgas (HRAP) que dispone la UPC en el modulo D1 del Campus Nord.





Figura 3. 2 Lagunas de alta carga ubicadas en la UPC.

Estos sistemas suelen operar a profundidades de 15 a 30 cm. A estas profundidades de agua las concentraciones de biomasa pueden alcanzar valores de hasta 1000 mg/l y producciones de 60-100 mg/l·día (Pulz, 2001).

### 3.3.1 Ventajas y desventajas de los sistemas cerrados y abiertos

Los sistemas abiertos eran los diseños más importantes para los reactores de microalgas. Sin embargo, las tendencias para los tratamientos de aguas residuales, tienden hacia el aislamiento de los sistemas, utilizando para ello los avances biotecnológicos, combinados con los conocimientos sobre reactores abiertos. En la Figura 3.3 observamos dichos elementos.

Los procesos que se generan en los fotobiorreactores cerrados son los que más se asemejan a los procesos fotosintéticos que se dan en las hojas de las plantas. Son por tanto los que permiten un mejor aprovechamiento de factores como la radiación solar, el dióxido de carbono, los nutrientes, etc.

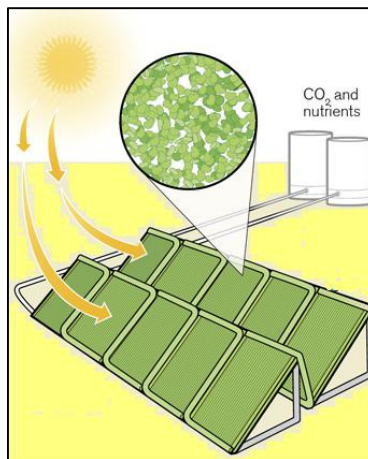


Figura 3. 3 Principales elementos para el funcionamiento de los reactores cerrados.<sup>4</sup>

<sup>4</sup> Imagen extraída del blog de Francisco Amigo G. "AMIGO Management Blog site in Management and Technology Knowledge".

Las principales ventajas de los fotobiorreactores cerrados son:

- Previenen problemas de contaminación de núcleos cercanos.
- Evitan la aparición de malos olores, debidos tanto a la problemas por procesos de depuración como a olores procedentes de compuestos urbanos.
- Presentan una mayor eficiencia de la actividad fotosintética.
- Consiguen mayores rendimientos de depuración.
- Eliminan los riesgos producidos por la volatilización de compuestos contaminantes.
- Minimizan los procesos de evaporación del agua, que suponen un problema en la utilización de diseños de gran superficie, sobre todo en climas cálidos.

En cuanto al diseño, los sistemas cerrados, también ofrecen unas ventajas, respecto de los abiertos.

- Permiten la regulación y control de los parámetros biotecnológicos importantes.
- Reduce los riesgos de contaminación medioambiental. En este sentido se evitan los riesgos de contaminaciones medioambientales por los tratamientos de aguas residuales urbanas.
- Evita la contaminación de la población de microalgas por otros organismos externos.
- Evitan pérdidas de CO<sub>2</sub>.
- Permiten controlar las condiciones de desarrollo de algas reproducibles.
- Existe flexibilidad y adaptación de los diseños del reactor.

Sin embargo, el principal problema para los sistemas cerrados es que presentan costes de construcción superiores a los abiertos.

En la tabla 3. 1 se muestran las ventajas y desventajas de los sistemas cerrados frente los abiertos en el uso de microalgas (Pulz, 2001).

Tabla 3. 1 Ventajas y desventajas de las lagunas abiertas y los sistemas cerrados.

<b>Parámetro</b>	<b>Abierto</b>	<b>Cerrado</b>
Riesgo de contaminación	Extremadamente alto	Bajo
Espacio requerido	Alto	Bajo
Pérdidas de agua	Extremadamente alto	Casi ninguno
Pérdidas de CO <sub>2</sub>	Alto	Casi ninguno
Calidad Biomasa	No susceptible	Susceptible
Variabilidad de las especies	Poca variabilidad	Alto. Muchas especies
Flexibilidad de operación	Cambios de producción Bajos	Ningún problema a los cambios
Control de proceso	Bajo	Alto
Estandarización	Sin posibilidad	Posible
Dependencia del clima	Alto	Muy Bajo
Periodo de puesta en marcha	Largo 6-8 semanas	Corto 2-4 semanas
Concentración de la biomasa durante el funcionamiento	0,1-0,2 g/l	2-8 g/l
Eficiencia de los procesos de tratamientos correctores	Bajo	Alto

### 3.3.2 Parámetros de diseño de fotobiorreactores cerrados

#### Tipo de fotobiorreactor

Los estudios realizados muestran que los fotobiorreactores con configuraciones tubulares son los sistemas más eficientes en cuanto a distribución de la radiación incidente y a la superficie utilizada (Contreras, 2003). En la Figura 3.4 podemos ver los diferentes tipos básicos de fotobiorreactores: A) tipo carrusel, vista superior, los bloques negros indican paletas rotativas. B) tipo plano, vista horizontal. C) con iluminación interna, los bloques blancos indican espacios de iluminación. D) tipo serpentín. E) tipo tubular horizontal con sistema airlift.

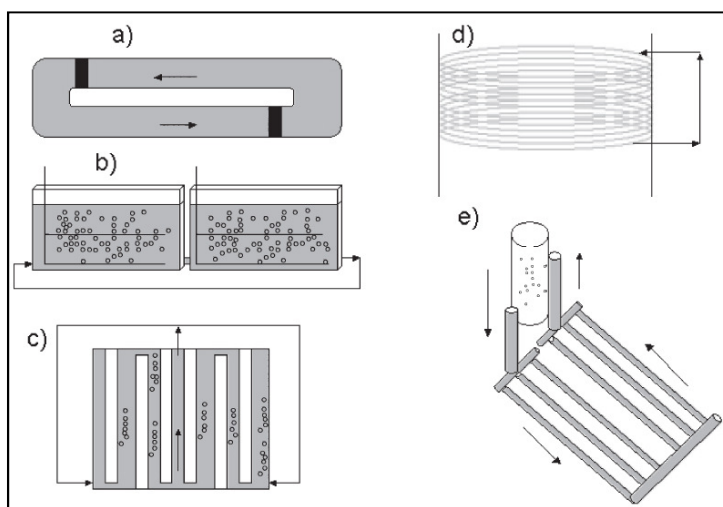


Figura 3. 4 Tipos básicos de fotobiorreactores.

Los reactores en forma de tubo son los más efectivos presentando una mayor eficiencia de aprovechamiento de la radiación luminosa incidente. Estos reactores, completamente o parcialmente cerrados, son construidos en plásticos flexibles, plásticos rígidos o vidrio. Las formas tubulares de los reactores, presentan mayor facilidad para su utilización a gran escala, ya que para ampliar el sistema basta con aumentar el número de tubos. El trabajo en líneas paralelas facilita también el trabajo a gran escala sin que se modifiquen las condiciones de los procesos de tratamiento. En la tabla 3. 2 se relacionan distintos tipos de fotobiorreactores con los parámetros fundamentales de diseño.

Tabla 3. 2 Valores básicos de diseño para varios reactores.<sup>5</sup>

Parámetro	Tipo A	Tipo B	Tipo C	Tipo D
Superficie iluminada (m <sup>2</sup> )	200	500	600	500
Volumen total (m <sup>3</sup> )	5	75	7	6
Espacio requerido (m <sup>2</sup> )	250	550	110	100
Profundidad de la masa (cm)	0,5-1	10-30	4	3

<sup>5</sup> (Datos IGV: desarrollo de cultivos alemanes con luz natural).

Flujo (cm/s)	30-45	30-55	50-60	120
Concentración de Biomasa (mg/l)	3000-6000	300-500	5000-8000	5000-8000
Producción de Biomasa (g/l·día)	0,8-1,2	0,05-0,1	0,8-1,2	0,8-1,3

### **Luz**

La luz es la fuente de energía indispensable para el desarrollo de los seres fotosintéticos que supone el principal factor limitante de los procesos biotecnológicos en la utilización de microalgas.

Para intensidades de iluminación por encima del punto de compensación luminosa, la realización de la fotosíntesis es directamente proporcional a la intensidad de luz, hasta alcanzar niveles perjudiciales para el receptor fotosintético (fotoinhibición).

La intensidad de la luz natural sufre grandes variaciones durante el día y durante el año. Además la actividad de las algas sufre variaciones cíclicas diurnas, en función de los periodos día-noche. Estos ciclos son necesarios para el correcto desarrollo celular, pero suponen una serie de variaciones en los procesos que tienen lugar en el interior del reactor. La actividad de las algas aumenta con la intensidad luminosa, donde se produce la saturación del medio en O<sub>2</sub>, que permanece en disolución, dependiendo del grado de cerramiento del sistema (Contreras, 2003).

Los biorreactores a escala de laboratorio iluminados artificialmente con elementos luminosos sumergidos consiguen una producción media de algas y rendimientos de depuración óptimos. Sin embargo, no pueden ser utilizados para la construcción a gran escala, ya que implican un gasto energético y de infraestructura elevado.

### **Distribución de la luz**

La disponibilidad de luz determina la intensidad a la que se realiza la fotosíntesis y, como consecuencia, determina también la velocidad de crecimiento. Sin embargo, en todos los sistemas de cultivo, las células más cercanas a la superficie iluminada impiden la penetración de la luz hacia el seno del medio de cultivo y producen un efecto de sombreado sobre las células más alejadas de la superficie. En algunos cultivos se ha estimado que la luz penetra solo de 1 a 2 mm más allá de la superficie, de manera que la zona fótica representa solo una pequeña fracción (10-30%) del volumen total del cultivo, Figura 3.5. Debido a que el medio de cultivo está en constante movimiento, las células solo son expuestas, en ciclos que pueden durar desde milisegundos a unas cuantas décimas de segundo. En condiciones reales, el factor que determina la actividad fotosintética es la cantidad de energía disponible para cada célula individual, más que la cantidad de energía luminosa incidente (Lu y Vonshak, 1999).

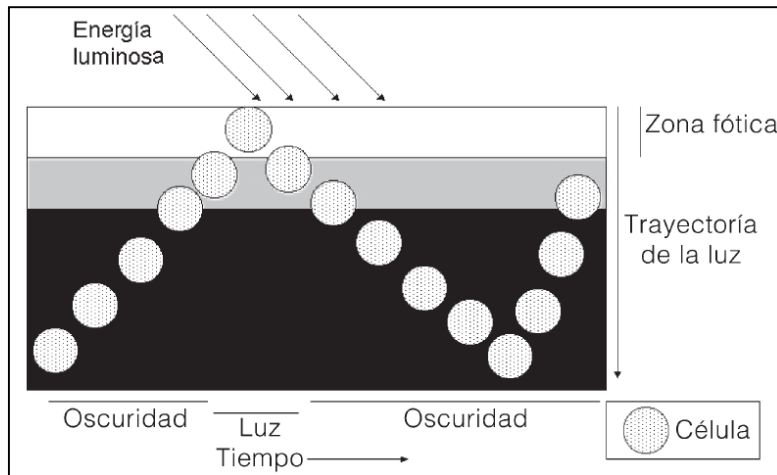


Figura 3. 5 Ilustración de la trayectoria de la luz y de los ciclos luz-oscuidad

### **Productividad**

Debido a que una condición necesaria para el éxito comercial de una biotecnología es tener una productividad alta y eficiente, los diferentes tipos de fotobiorreactores se comparan con frecuencia en base a su productividad por unidad de volumen de reactor (g de biomasa/ m<sup>3</sup>·día). En un cultivo continuo la productividad volumétrica ( $P_v$ ) es proporcional a la velocidad específica de crecimiento celular ( $\mu$ ) y la concentración celular ( $X$ )  $P_v = \mu \cdot X$ . Así, para lograr una alta productividad se deben mantener altas densidades celulares, pero sin que la velocidad de crecimiento disminuya significativamente (Contreras, 2003).

### **Agitación**

El mezclado favorece el intercambio gaseoso, evita la sedimentación de células, la formación de gradientes de condiciones ambientales y de concentración de nutrientes, pero su función principal es permitir que todas las células puedan acceder a las zonas iluminadas en un fotobiorreactor.

El mezclado de un cultivo permite una utilización óptima de la luz y un mejor régimen de iluminación sin embargo, puede también causar daño a las células. La fragilidad celular es con frecuencia un factor que puede aplicarse a un cultivo.

La agitación del medio supone un sistema de mejorar las características del medio de desarrollo para acercarse a las condiciones naturales. De entre los medios de agitación el más apropiado sería el de burbujeo de aire enriquecido con CO<sub>2</sub>; pero con un coste muy elevado.

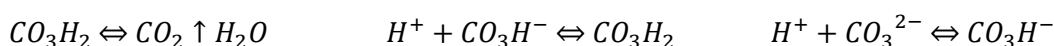
### **Velocidad del medio de cultivo**

La velocidad del medio de cultivo en los tubos tiene que ser suficiente para asegurar un flujo turbulento que evite el crecimiento de una biopelícula en la pared del tubo o la sedimentación de las células por una parte, y por otra parte que asegure el régimen de iluminación favorable para establecer una fotosíntesis intensa.

Una baja velocidad de circulación del líquido (<15 cm/s) casi siempre produce crecimiento en la pared y posiblemente inhibición del crecimiento por altas concentraciones de oxígeno disuelto. Una velocidad de líquido en los tubos de 30-50 cm/s es apropiada en la mayoría de los casos (Contreras, 2003).

### **pH**

La actividad fotosintética de las microalgas presentes en los medios acuáticos implica el consumo de CO<sub>2</sub>. El dióxido de carbono en disolución acuosa se encuentra en equilibrio con el ácido carbónico y sus especies en equilibrio según:



La eliminación del CO<sub>2</sub> del medio, tanto del propio del agua como el producido por la respiración celular de bacterias, microalgas y otros microorganismos, conlleva la disminución de la concentración de ácido carbónico, con lo que se producen aumentos de pH. Los sistemas de depuración de aguas residuales en los que intervienen microalgas se caracterizan por el aumento de los niveles de pH, con valores cercanos a 9 en sistemas abiertos y cercanos a 10 en cerrados (Contreras, 2003).

Sin embargo, los niveles superiores a 10 pueden producir un descenso en la eficacia de la eliminación de contaminantes orgánicos, ya que se puede producir una inhibición completa de las bacterias.

En reactores tubulares, el pH al final del tubo se eleva al disminuir la concentración de CO<sub>2</sub> debido al consumo algal.

### **Temperatura**

Los sistemas cerrados en general sufren un descenso de su eficacia a bajas temperaturas. Los aumentos de temperatura en el rango de entre 20-30°C repercuten de forma positiva en el rendimiento de la depuración.

La temperatura afecta directamente a la respiración y a la fotorespiración, más que a la fotosíntesis. Para condiciones en las que la luz o el CO<sub>2</sub> son factores limitantes, los aumentos de temperatura conllevan un aumento significativo de la actividad respiratoria.

Para altas temperaturas se produce una ralentización en el proceso fotosintético, que suele verse agravado por la disminución en la disponibilidad de dióxido de carbono y oxígeno, producido por el descenso en la solubilidad de los gases. Mientras que en los

sistemas abiertos estos gases se marchan hacia la atmósfera, en los sistemas cerrados estos gases se quedan en el interior, viéndose menos afectados por los cambios de temperatura.

### **Concentración Oxígeno Disuelto**

En tratamientos con altas concentraciones de algas, donde el suministro de  $\text{CO}_2$  es óptimo, se producen concentraciones de  $\text{O}_2$  que pueden superar los 30 mg/l. La evolución del OD durante el día presenta variaciones cíclicas, con aumentos diurnos (Contreras, 2003).

La sobresaturación del oxígeno no supone un problema para los procesos de depuración de aguas residuales en los que la biodegradación de la materia orgánica representa la principal actividad. En estos casos, la función de reducción de la carga orgánica es realizada por las bacterias presentes, por lo que la concentración del oxígeno disuelto se mantiene a niveles muy bajos, cercanos a 0 mg/l.

En estos tratamientos un aumento rápido de la concentración de oxígeno disuelto supone la terminación del proceso de depuración, respecto a la reducción de la carga orgánica, en un sistema en funcionamiento discontinuo. En cambio en un sistema de funcionamiento continuo un aumento de la concentración del oxígeno disuelto implica una falta de carga orgánica.

### **Nutrientes**

Los efluentes urbanos suponen un medio de cultivo adecuado para el desarrollo masivo de algas, como ocurre descontroladamente en los procesos de eutrofización de masas de agua contaminadas por vertidos urbanos, o de forma controlada en los sistemas de tratamientos de aguas residuales urbanas que se basan en la actuación de las microalgas, principalmente en las lagunas de alta carga y los fotobiorreactores.





## CAPÍTULO 4. MATERIALES Y MÉTODOS

Unos de los principales objetivos de esta tesina es estudiar el rendimiento de un fotobiorreactor construido en la Agrópolis (Figura 4.1), unidad científico-técnica, ubicada en Viladecans (Baix Llobregat), que presta servicio a grupos de investigación de la Universitat Politècnica de Catalunya (UPC) y empresas y otras instituciones extranjeras.

La Agrópolis está especializada en la investigación y la innovación en los ámbitos de la ingeniería del medio ambiente y la agricultura, tiene vocación de convertirse en un referente en investigación y transferencia en estos campos de conocimiento.



Figura 4. 1 Imagen de Agrópolis.

### 4.1 PROTOTIPO EXPERIMENTAL

Para poder cumplir con los objetivos de esta tesina se ha implementado un fotobiorreactor tubular cerrado, según los datos aportados anteriormente en el *Capítulo 3*, siendo este sistema uno de los más eficientes a la hora de evaluarlo a escala experimental.

Para la realización de este estudio se ha usado la patente (FOTOBIORREACTOR P200803197) desarrollada por el Ingeniero Agrónomo Jacinto F. Mena. En este apartado se describirá como se ha construido el sistema, los materiales utilizados y los planos proyectados. En la Figura 4.2 observamos la ubicación del fotobiorreactor.

#### 4.1.1 Preparación del terreno

Antes de la instalación del fotobiorreactor se tuvo que hacer un desbroce y anivelado de la zona para que tuviera cierta inclinación. Esto se realizó para solucionar los problemas de la circulación del agua y el desagüe de ésta.

Después del desbroce y anivelado se instalaron diversas capas de material aislante, ya que la zona estaba llena de cañizos que crecían rápidamente y desnivelaban el terreno.



Figura 4. 2 Imagen de Agrópolis, ubicación del fotobiorreactor.

#### 4.1.2 Descripción del Fotobiorreactor

En la Figura 4.3 se muestra una imagen del fotobiorreactor, que se describe a continuación constituido por las siguientes partes:

Se le llama tubo número 1 al más alejado de la turbina y a medida que nos acercamos a la turbina aumentamos la numeración hasta el número 6.

Se le denomina IDA al recorrido desde el invernadero hasta el canal de riego y VUELTA al recorrido desde el canal de riego hasta el invernadero.



Figura 4. 3 Denominación del fotobiorreactor.

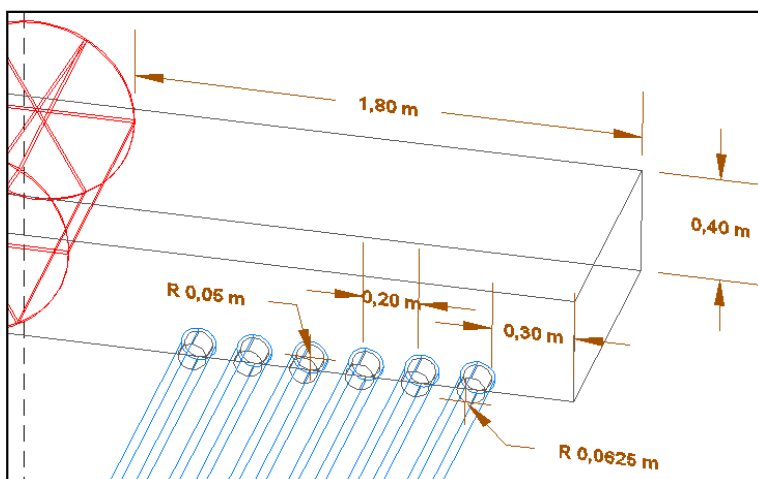
## **Tanques**

Los 4 tanques están separados por unas turbinas que dispone el fotobiorreactor. Cada tanque se compone por unas dimensiones de 180 cm de longitud, 100 cm de ancho y una profundidad de 40 cm.

Cada tanque puede albergar una capacidad volumétrica de  $0,72 \text{ m}^3$  y los cuatro tanques juntos  $2,88 \text{ m}^3$ .

De los tanques salen 6 tubos de 100 cm de diámetro. Están situados a una distancia de 30 cm de la pared más alejada de la turbina y con una interdistancia desde el centro del tubo de 20 cm.

El material de la instalación del tanque está compuesto por un 70% polipropileno y 30% policloruro de vinilo. El polipropileno es un plástico opaco y con gran resistencia al calor, resistente a los golpes y los productos corrosivos, con poca densidad y fácilmente manipulable. Por otra parte, el policloruro de vinilo es muy estable, duradero y resistente, se ablanda y deforma a baja temperatura, teniendo una gran resistencia a los líquidos corrosivos, por lo que es utilizado para la construcción de depósitos y cañerías de desagüe



En la Figura 4. 4 y 4. 5 se muestra una imagen de los planos del fotobiorreactor y una foto del fotobiorreactor construido.

Figura 4. 4 Detalle del tanque según planos adjuntados en el anejo.



Figura 4. 5 Imagen de los tanques 1 y 2 (Invernadero) separados por la turbina, sin los conductos de unión a los tanques 3 y 4.



### **Conductos**

Los tubos tienen una longitud de 50 metros y un diámetro de 12,5 cm. En la entrada de los tanques, el diámetro de los tubos es de 10 cm, aspecto que facilita la unión entre ellos, ya que se superponen. En la Figura 4.6 podemos observar que los conductos son de polietileno de baja densidad.

Los tubos se unen a los conductos (Figura 4.7) que salen de los tanques mediante unas bridas de acero procurando no perforar el tubo de plástico.

Figura 4. 6 Diferencia entre el polietileno de baja densidad y el de alta densidad.



Figura 4. 7 Unión de los tubos al tanque.

Cada tubo puede albergar una capacidad volumétrica de  $0,615 \text{ m}^3$  y los doce tubos juntos  $7,37 \text{ m}^3$ .

### **Turbina**

Las palas se componen de 6 tablillas de 100 cm de longitud, 1 cm de espesor y 35 cm de anchura. En la Figura 4.8 observamos un detalle de los planos de la turbina.

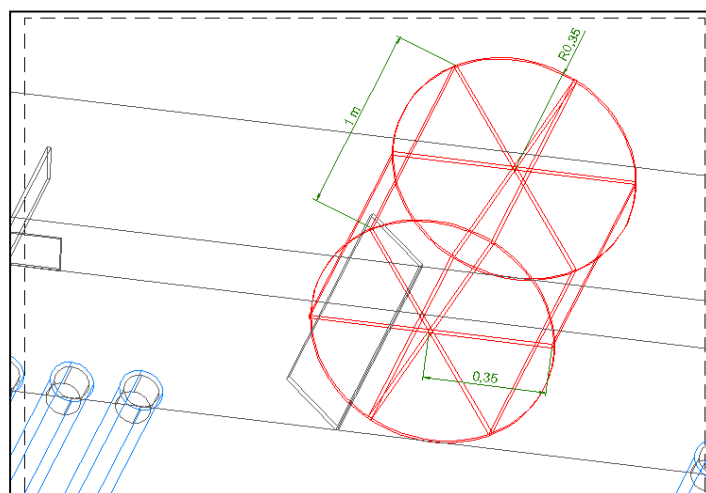


Figura 4. 8 Detalle de la turbina según los planos del fotobiorreactor.

Cada turbina es impulsada por un motor de 0,75 Kw (Figura 4.9), que se encuentra en el cuadro de mandos, donde además se ubican los controles de encendido y apagado del motor, así como el controlador de los ventiladores y la futura instalación de inyección de CO<sub>2</sub>.



Figura 4. 9 Imagen del cuadro de mandos.

Los ventiladores ubicados, uno en cada tanque, funcionan durante 15 minutos cada dos horas, ofreciendo al sistema el aire necesario.

### **Desagüe**

El agua introducida en el fotobiorreactor para la realización de las pruebas es la extraída del canal de riego y después del tratamiento en el fotobiorreactor se desagua en el efluente al canal de riego.



Figura 4. 10 Desagüe del Fotobiorreactor.



### **Sensores**

La instalacion de una serie de sensores permite medir parametros online:

- 2 Sensores de Temperatura.
- 2 Sensores de pH.
- 1 Sensor de Oxígeno Disuelto.
- 1 Sensor de Radiación Solar.
- 1 Sensor de Conductividad Eléctrica.
- 2 Sensores de Nivel.
- 2 Sensores de Velocidad de rotacion de las turbinas.

Los datos se toman cada hora mediante un DataTaker conectado via online. Estos datos son almacenados en una pagina web de acceso privado, donde pueden ser consultados, tratados y descargados.



Figura 4. 11 Sensores del Fotobiorreactor y DataTaker.

## **4.2 PROTOCOLO EXPERIMENTAL**

### **4.2.1 Estudio Hidráulico**

Para la realización de las pruebas hidráulicas se introdujeron 8 m<sup>3</sup> de agua potable en el interior del fotobiorreactor. Se realizaron diferentes pruebas en los tubos para encontrar las diferentes velocidades y el régimen hidráulico además de las características del agua.

### Velocidad en los tubos

El objetivo de estos ensayos fue determinar la velocidad del agua y el régimen hidráulico en los tubos del fotobiorreactor en función de las velocidades de giro del motor. Para ello se ha estipulado lo siguiente:

1. Se colocó un volumen ( $1 \times 1,8 \times 0,12 \text{ m} = 0,216 \text{ m}^3/\text{tanque}$ ) en los tanques 1 y 3 para alcanzar una columna de agua de 12 cm de altura.
2. Se colocó un volumen ( $1 \times 1,8 \times 0,22 \text{ m} = 0,396 \text{ m}^3/\text{tanque}$ ) en los tanques 2 y 4 de para alcanzar una columna de agua de 22 cm de altura.
3. Los tubos disponían de un caudal de:  $0,0625^2 \times \pi \times 50 \text{ m} = 0,613 \text{ m}^3/\text{cada tubo}$

Los primeros tiempos se han realizado a 8 rpm, y la segunda valoración a 9 rpm.

### Número de Reynolds

Una vez encontrada la velocidad a la que van los tubos, podemos determinar el régimen hidráulico que llevan en su interior.

Este número de Reynolds nos indicará la velocidad a la que ha de transcurrir el fluido por el interior del tubo para asegura una turbulencia alta.

Esta turbulencia garantizará que en las paredes interiores del tubo no se forme una biopelícula, por el sedimento de las partículas. A más a más ayudará a la agitación necesaria en el interior del tubo para que todas las células reciban su la dosis de luz necesaria, comentado en *Capítulo 3*.

Para ello se han realizado diferentes pruebas en el laboratorio de la UPC donde se han obtenido los siguientes datos:

diametro del tubo	0,125	m
densidad del agua	999	kg/m3
masa	llena	vacía
	1255,1	256,1
volumen	999	g
	1000	ml
Viscosidad	0,003	Kg/m*s
densidad aluminio	2700	kg/m3
radio bolita	0,005	m
densidad del agua	999	kg/m3
velocidad limite	0,0301	m/s
x (cm)	t(s)	
5	1,66	

Figura 4. 12 Datos obtenidos de las muestras

Para encontrar estos regímenes se ha utilizado la fórmula de Reynolds con los datos anteriores de la Figura 4.13.

$$Re = \frac{\rho v_s D}{\mu}$$

donde:

$\rho$ : densidad del fluido

$v_s$ : velocidad característica del fluido

$D$ : diámetro de la tubería a través de la cual circula el fluido o longitud característica del sistema

$\mu$ : viscosidad dinámica del fluido

Figura 4. 13 Fórmula del número de Reynolds.<sup>6</sup>

#### 4.2.2 Inoculación del fotobiorreactor

Después de realizar las pruebas hidráulicas, se procedió a inocular el fotobiorreactor con un cultivo mixto de algas y bacterias, procedente de las lagunas de alta carga (Figura 4.14).

Para ello sólo se usaron los tubos 1 de IDA y VUELTA, reduciendo el volumen a 2,5 m<sup>3</sup>. Durante el periodo del 14 de Febrero hasta el 9 de Marzo del 2012, se introdujeron 100 litros de agua residual 2 veces por semana en el interior del fotobiorreactor y 50 litros de microalgas. El volumen total introducido fue 1 m<sup>3</sup> de agua residual y 270 litros de microalgas.

El agua residual procedía de la red de alcantarillado situada en la calle Gran Capità, a 25 metros aguas abajo de su intersección con la calle Sor Eulàlia d'Anzizu en la ciudad de Barcelona, cerca de los laboratorios del Departamento de Ingeniería Hidráulica Marítima y Ambiental (DEHMA) de la UPC (Figura 4.15).

Mediante una bomba, el agua llega al laboratorio, donde se tomaban las muestras que se transportaban periódicamente al fotobiorreactor de la Agrópolis.



Figura 4. 14 El inoculo se recoge de las lagunas de alta carga, que encontramos en la azotea del modulo D1 del Campus Nord.

<sup>6</sup> Fórmula extraída del libro de “Mecánica de Fluidos” de la editorial Mcgraw Hill.





Figura 4. 15 Proceso de la obtención del inóculo y del agua residual.

Los parámetros analizados según la metodología explicada en 4.3 *Métodos Analíticos* fueron: radiación solar, temperatura, oxígeno disuelto, ph y turbiedad.

#### 4.2.3 Ensayo usando dos tubos con efluente del tratamiento secundario

Se realizó este experimento usando sólo los tubos número 1 de IDA y VUELTA, manteniendo el volumen en 2,5 m<sup>3</sup>.

El agua introducida, procedente de un canal de riego, se asemeja al agua que proviene del efluente de un proceso de tratamiento secundario de una estación depuradora de aguas residuales, ya que aguas arriba la depuradora de Gava vierte sus aguas sobre dicho canal. Así pues, el fotobiorreactor simulaba un tratamiento terciario de aguas residuales.

Se vació el fotobiorreactor dejando sólo 0,5 m<sup>3</sup> de inóculo (20% del volumen). Mediante una bomba sumergida de 400 W (Figura 4.16), se introdujo un volumen de 2 m<sup>3</sup> de agua del canal (80% del volumen). Para seguir la evolución del proceso, periódicamente se tomaron muestras con un tomador automático (Figura 4.17) cada dos horas hasta la eliminación total de los nutrientes.



Figura 4. 16 Proceso del primer ensayo.

Este ensayo se realizó durante el periodo del 26 de marzo hasta el 29 de marzo del 2012.

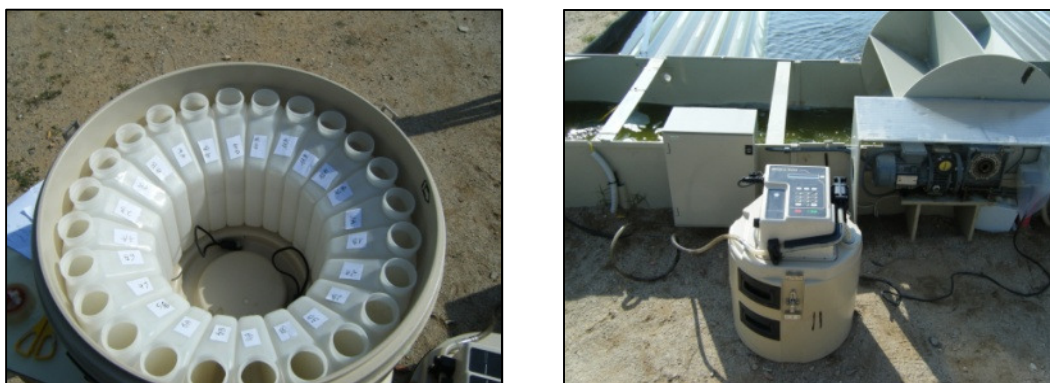


Figura 4. 17 Tomador de muestras automático

Los parámetros analizados según la metodología explicada en 4.3 *Métodos Analíticos* fueron: radiación solar, temperatura, oxígeno disuelto, ph, alcalinidad, turbiedad y nutrientes.

#### 4.2.4 Ensayo usando doce tubos con efluente del tratamiento secundario

A continuación se hizo un ensayo con los doce tubos abiertos, es decir con la capacidad total del sistema (8,5 m<sup>3</sup>).

Primeramente se retiró la biopelícula formada en los tubos números 1, después del primer ensayo, debido a una velocidad de circulación demasiado baja. Para eliminarla, se aceleró la velocidad de la turbina y se recogió la biopelícula con una malla (Figura 4.18).



Figura 4. 18 Desprendimiento y recolección de la biopelícula.

Primeramente se homogeneizó el contenido de los 12 tubos durante 1. A continuación se vaciaron 8 m<sup>3</sup> del fotobiorreactor (95 % del volumen) días antes de realizar el ensayo para asegurar que el agua del canal de riego introducida a posteriori no contenga muestras anteriores del agua del desagüe del fotobiorreactor. Así en este ensayo se dejó un volumen de 0,5 m<sup>3</sup>, 5% del volumen del fotobiorreactor. Mediante una bomba sumergida de 400 W, se introdujo un volumen de 8 m<sup>3</sup> de agua del canal.

Se tomaron muestras con un tomador automático cada dos horas durante el primer día, disminuyendo el número de muestras los días siguientes hasta la eliminación de los nutrientes del agua.

Este ensayo se realizó durante el periodo del 16 de abril hasta el 20 de abril del 2012.

Los parámetros analizados según la metodología explicada en *4.3 Métodos Analíticos* fueron: radiación solar, temperatura, oxígeno disuelto, ph, alcalinidad, turbiedad, DQO, nutrientes y sólidos en suspensión volátiles.

### 4.3 MÉTODOS ANALÍTICOS

Las muestras de agua residual son muy inestables ya que se ven afectadas por la influencia de factores como la aireación, temperatura, luz solar, sedimentación, etc. Además, por su contenido en compuestos y residuos orgánicos, gases disueltos y población microbológica, son un medio que evoluciona rápidamente hasta otros estados con la modificación de los parámetros ambientales.

Para las muestras de aguas tratadas en el fotobiorreactor cerrado, la toma y conservación de las mismas son cuestiones fundamentales en los procesos analíticos para la determinación de parámetros. Al tratarse de un sistema cerrado y aislado de su entorno, el manejo apropiado de las muestras una vez tomadas (refrigeración, congelación, inactivación o fijación) y la rapidez en la ejecución de los análisis, suponen que los valores de los parámetros estudiados sean representativos del sistema analizado.

#### 4.3.1 Parámetros medidos online

Los sensores descritos a continuación ayudaban a mantener el control de la estación en todo momento. En la página web (Figura 4.19) se puede operar y ver los resultados obtenidos para un tiempo determinado.

##### Sensor de Conductividad

El sensor de conductividad CS547A está pensado para medir la conductividad eléctrica, sólidos disueltos y la temperatura de agua dulce con dataloggers Campbell Scientific.

### **Sensor de Oxígeno**

El sensor de oxígeno disuelto está pensado para medir el oxígeno disuelto debido al volumen de oxígeno que el agua contiene. La cantidad de oxígeno que el agua puede contener depende de la temperatura, salinidad, y presión del agua.

### **Sensor de PH**

El electrodo de pH usa una unión anular especial de Teflón, ideada para evitar las obturaciones. En todos los otros electrodos de la serie, el sensor está protegido por dos almenas de PVDF bien distanciadas, con el fin de facilitar su limpieza.

### **Sensor de Radiación**

El sensor de radiación solar SRS -100 mide la radiación solar o la cantidad instantánea de la luz del sol golpeando una superficie en particular. Las unidades de medida de la radiación son vatios por metro cuadrado ( $W/m^2$ ) y está calibrado para esa medida.

### **Sensor de Temperatura**

El sensor de temperatura es una sonda robusta. Tiene una variedad de aplicaciones ya son precisos en la medida de aire, tierra y agua. Las sondas ESE constan de un termistor encapsulado en una carcasa de aluminio. Así la carcasa protege el termistor permitiendo que la sonda sea enterrada o sumergida.

### **Sensor de Rotación**

Características

- Dos piezas de funcionamiento magnético con sensor de proximidad
- Alta temperatura nominal
- Cruce con ranura en los orificios de montaje de ajuste óptico

### **Sensor de Nivel**

Características

- Sensor con imán y flotador integrado.
- El sensor funciona cuando el flotador se eleva desde la posición de tope.
- Elección de los contactos.
- Opción de conexión.
- Longitud de cable a elegir.

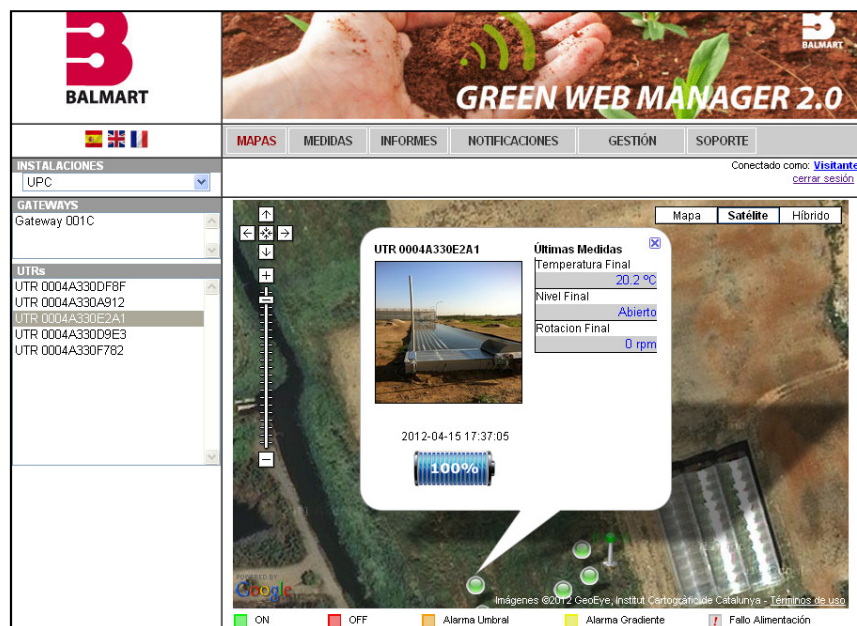


Figura 4. 19 Imagen capturada de la página web del centro de control online de los sensores.

#### 4.3.2 Parámetros analizados en el laboratorio

Todos los análisis se han realizado en el laboratorio de Ingeniería Sanitaria y Ambiental del Departamento de Ingeniería Hidráulica, Marítima y Ambiental de la Universidad Politécnica de Cataluña, entre febrero y abril del 2012, de acuerdo con métodos estandarizados<sup>7</sup>.

Se realizaron los siguientes ensayos en dicho laboratorio:

##### **Turbidez**

La turbiedad de un agua es una propiedad óptica resultante de la dispersión y absorción de los rayos luminosos incidentes causadas por la materia en suspensión que aquella contiene. Para analizar la turbidez se utiliza el turbidímetro "HL 93703 HANNA" diseñado de acuerdo con las normas internacionales ISO 7.027. Este aparato ilumina la cubeta con el líquido de muestra con una longitud de onda de 890 nm, es una luz de infrarrojo que minimiza las interferencias producidas por el color.

Al otro lado de la cubeta, 90º respecto la posición de la luz, hay un sensor que recoge y cuantifica los rayos de luz desviados por las partículas no disueltas en el líquido muestreado. Los resultados son dados en unidades nefelométricas de turbidez (UNT).

<sup>7</sup> "Standard Methods for the Examination of Water & Wastewater, Centennial Edition"



### **Dureza**

La dureza de un agua es un parámetro de calidad que se define como la suma de los cationes polivalentes contenidos en ella. Con frecuencia, los dos cationes que mayor contribución relativa tienen en la dureza de un agua son el calcio y el magnesio. La dureza de un agua suele expresarse en meq/L o en mg/L CaCO<sub>3</sub>.

$$Dureza(mgCaCO_3 / l) = \frac{V_{EDTA} \times \left( \frac{1mgCaCO_3}{mgEDTA} \right) \times 1000mg / l}{V_m}$$

donde:

$V_{EDTA}$  = volumen de EDTA empleado, en mL.

$V_m$  = volumen de muestra utilizado, en mL.

Figura 4. 20 Fórmula para el cálculo de la dureza.

### **Alcalinidad**

La alcalinidad es un parámetro de calidad representativo de la capacidad tampón de un agua, es decir de su capacidad para amortiguar los cambios de pH que se producirán al añadirle un ácido o una base. La capacidad tampón de las aguas continentales viene determinada por los equilibrios químicos del sistema carbonato-bicarbonato.

La posibilidad de que un agua albergue actividad biológica guarda una estrecha relación con el rango de variación y la estabilidad de su pH. El intervalo óptimo de pH para el desarrollo de la mayoría de los seres vivos se sitúa entre 6 y 8,5. Primeramente se ha de estandarizar el H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0,02N.

$$Alcalinidad = \frac{V_{ácido} \times N_{ácido}}{V_{muestra}} \times 50000 \text{ mg / l CaCO}_3$$

Figura 4. 21 Fórmula para el cálculo de la Alcalinidad.

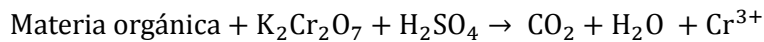
Tabla 4. 1 Factor de corrección (f).

Volumen patrón (mL)	N (meq/mL)	f	V' H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> consumido	N' (meq/mL)
20	0,004	1,14285714	3,5	0,02

### **Demanda Química de Oxígeno**

La medida de la Demanda Química de Oxígeno (DQO), representa la cantidad de oxígeno necesario para oxidar la fracción orgánica presente en una muestra de agua, es decir es una medida indirecta de la materia orgánica. El agente oxidante químico utilizado para oxidar es un oxidante fuerte como el permanganato o el dicromato potásico en disolución ácida. La oxidación convierte la materia orgánica en dióxido de carbono y agua.

La reacción es la siguiente:



El dicromato de potasio es un agente muy oxidante que se puede aplicar a muchos tipos de muestras. En el experimento calcularemos la DQO soluble y la DQO total. Para obtener la DQO soluble, se utiliza la muestra filtrada. Al filtrar, se elimina la biomasa, y de esta manera se simula el proceso final de separación de la biomasa y los resultados se pueden estimar como si fueran el efluente final. La diferencia de resultados entre la soluble y la total se debe a la absorción de los nutrientes y materia orgánica por las algas o biomasa de la DQO total.

#### **Materiales necesarios**

- Espectrofotómetro UV-visible (Spectronit Lod Milton Roy)
- Bloque digestor P-Selecta (placa calefactora)
- Balanza
- Equipo de filtración
- Tubos de digestión con rosca
- Vaso de precipitados de 100 mL
- Agua desionizada
- Espátula
- Gradilla para los tubos de ensayo
- Pipetas



Figura 4. 22 Espectrofotómetro y tubos de digestión.

#### **Reactivos necesarios**

- Sulfato de mercurio ( $\text{HgSO}_4$ )
- Ácido sulfúrico ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ )
- Dicromato de potasio ( $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ )
- Sulfato de plata ( $\text{AgSO}_4$ )
- Hidrogenoftalado de potasio (HFP)
- Alcohol



Figura 4. 23 Placa calefactora.

### **Nutrientes**

Los nitritos, nitratos, fosfatos y sulfatos se han determinado por cromatografía iónica. El cromatógrafo utilizado es el "Thermo Finnigan, modelo Trace y" con un detector tipo TCD ("Thermal conductivity detector"). En condiciones estándar, el detector metálico del cromatógrafo, que se calienta eléctricamente, está inmerso en el gas helio. La temperatura depende de la conductividad térmica de este gas portador. El paso de moléculas de diferentes conductividades térmicas provoca una variación de la temperatura en el conductor metálico, registrada como una variación de resistencia térmica.

### **Sólidos totales y sólidos volátiles**

La determinación de sólidos disueltos totales mide específicamente el total de residuos sólidos filtrables (sales y residuos orgánicos) a través de una membrana con poros de 2.0 µm (o más pequeños). Los sólidos totales se determinan de la siguiente manera:

- Pesar una cazoleta de aluminio (T).
- Agitar la muestra para homogeneizarla. Verter en la cazoleta 30 mL de muestra con una pipeta.
- Evaporar el agua libre de la muestra, manteniendo la cazoleta 1 semana en estufa a 105 C°.
- Enfriar la cazoleta en un desecador durante 15 minutos.
- Pesar de nuevo la cazoleta (PS).
- Calcular los sólidos totales con la siguiente fórmula:

$$\frac{\text{mL Sólidos Totales}}{L} = \frac{(PS - T) \times 1000}{\text{mL Muestra fresca}}$$

La determinación de los sólidos volátiles es útil para el control de los tratamientos de agua residual puesto que representa una aproximación de la materia orgánica presente en la fracción sólida de agua residual o lodo. Los sólidos volátiles se determinan de la siguiente manera:

- Pesar la muestra previamente secada en la estufa a 105 C° (PS).
- Secar en la mufla a 550 C° durante media hora.
- Enfriar la cazoleta en un desecador durante 15 minutos.
- Pesar de nuevo la cazoleta (cenizas).
- Calcular los sólidos volátiles con la siguiente fórmula:

$$\frac{\text{mL Sólidos Volátiles}}{L} = \frac{(PS - \text{Cenizas}) \times 1000}{\text{mL Muestra fresca}}$$

### **Identificación de las especies de algas**

Para identificación de las especies que conforman el fitoplancton se utilizó la microscopía óptica. Se empleó un microscopio Nikon, modelo optiphot-pol, equipado con cámara Nikon.



## CAPÍTULO 5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados que se presentan en este capítulo corresponden a los trabajos realizados para el estudio efectuado durante septiembre del 2011 a junio del 2012.

El análisis de los resultados obtenidos permite un mayor conocimiento de los parámetros que intervienen en la definición de la capacidad de un fotobiorreactor, así como la magnitud con la que cada uno de estos interviene. Sin embargo, no se descarta la intervención de algún otro parámetro que en esta tesina no se haya considerado.

### 5.1 CALIDAD DEL AGUA DE LA AGRÓPOLIS

Se analizó la calidad del agua de la Agrópolis como medio de cultivo de las algas en el fotobiorreactor. Los datos obtenidos después de realizar la práctica son:

Tabla 5. 1 Dureza del agua.

$V_m$ (ml)	$V_{EDTA}$ (ml)	Dureza (mg $CaCO_3$ /l)
50	4,3	86

Un agua de dureza inferior a 60 mg de  $CaCO_3$ /l se considera blanda. Si la dureza es superior a 270 mg de  $CaCO_3$ /l, el agua se considera dura. En nuestro caso obtenemos una medición media de la dureza, es decir idónea para los ensayos que realizaremos.

Tabla 5. 2 Alcalinidad del agua.

Muestra	Volumen muestra (ml)	Volumen $H_2SO_4$ (ml) fN'	Alcalinidad (mg $CaCO_3$ /L)
Agua Agrópolis	100	5,80	66

## 5.2 ENSAYOS HIDRÁULICOS

### 5.2.1 Ensayo 1

El objetivo de este ensayo fue determinar la velocidad del agua (Tabla 5.3) y el régimen hidráulico (Tabla 5.6) en los tubos del fotobiorreactor en función de las velocidades de giro del motor.

Tabla 5. 3 Pruebas hidráulicas, ensayo 1

				Distancia (m)	50
	Tubo	1 prueba (min)	2 prueba (min)	Promedio(min)	V(m/min)
Ida (rpm)	1	5,37	5,30	5,33	9,37
8	2	5,50	5,52	5,51	9,08
	3	5,51	5,62	5,57	8,98
	4	5,66	5,67	5,66	8,83
	5	5,70	5,72	5,71	8,75
	6	5,81	5,85	5,83	8,57
Vuelta (rpm)	1	5,30	5,39	5,34	9,36
8	2	5,42	5,52	5,47	9,14
	3	5,55	5,59	5,57	8,98
	4	5,67	5,75	5,71	8,76
	5	6,02	6,00	6,01	8,32
	6	6,15	6,19	6,17	8,10
Ida (rpm)	1	4,35	4,31	4,33	11,54
9	2	4,47	4,50	4,49	11,15
	3	4,54	4,59	4,56	10,96
	4	4,68	4,70	4,69	10,67
	5	4,74	4,71	4,73	10,58
	6	4,83	4,80	4,82	10,38
Vuelta (rpm)	1	4,31	4,37	4,34	11,53
9	2	4,40	4,52	4,46	11,21
	3	4,57	4,60	4,59	10,90
	4	4,73	4,76	4,75	10,54
	5	5,06	5,09	5,08	9,84
	6	5,21	5,16	5,19	9,64

Con los datos expuestos en la Tabla 5.3 podemos encontrar las diferencias entre los diferentes tubos para estas velocidades (Tabla 5.4)

Tabla 5. 4 Diferencias entre los tubos de una misma sección.

Diferencias entre los tubos de IDA a 8 rpm (min)						
tubo	1	2	3	4	5	6
1	.	0,30	0,39	0,54	0,62	0,80
2	0,30	.	0,09	0,25	0,32	0,50
3	0,39	0,09	.	0,16	0,23	0,41
4	0,54	0,25	0,16	.	0,07	0,25
5	0,62	0,32	0,23	0,07	.	0,18
6	0,80	0,50	0,41	0,25	0,18	.
Diferencias entre los tubos de VUELTA a 8 rpm (min)						
tubo	1	2	3	4	5	6
1	.	0,22	0,38	0,60	1,04	1,25
2	0,22	.	0,16	0,38	0,82	1,04
3	0,38	0,16	.	0,22	0,66	0,87
4	0,60	0,38	0,22	.	0,44	0,65
5	1,04	0,82	0,66	0,44	.	0,22
6	1,25	1,04	0,87	0,65	0,22	.
Diferencias entre los tubos de IDA a 9 rpm (min)						
tubo	1	2	3	4	5	6
1	.	0,39	0,58	0,87	0,96	1,16
2	0,39	.	0,19	0,48	0,57	0,77
3	0,58	0,19	.	0,29	0,38	0,58
4	0,87	0,48	0,29	.	0,09	0,29
5	0,96	0,57	0,38	0,09	.	0,20
6	1,16	0,77	0,58	0,29	0,20	.
Diferencias entre los tubos de VUELTA a 9 rpm (min)						
tubo	1	2	3	4	5	6
1	.	0,31	0,62	0,99	1,68	1,89
2	0,31	.	0,31	0,68	1,37	1,57
3	0,62	0,31	.	0,37	1,06	1,26
4	0,99	0,68	0,37	.	0,69	0,89
5	1,68	1,37	1,06	0,69	.	0,20
6	1,89	1,57	1,26	0,89	0,20	.

Con estas diferencias en la Tabla 5.5 podemos encontrar el aumento y la disminución de las velocidades en tan solo 1 revolución por minuto.

Tabla 5. 5 Aumento de las velocidades del ensayo 1.

Aumento de la velocidad en 1 rpm		
	V(m/min)	
1	2,16	I D A
2	2,07	
3	1,97	
4	1,84	
5	1,82	
6	1,81	
1	2,17	V U E L T A
2	2,08	
3	1,93	
4	1,78	
5	1,52	
6	1,54	

Se puede observar que los tubos cercanos a los números 1 coinciden en velocidades tanto en la IDA como en la VUELTA.

En cambio los tubos cercanos a los numero 6 (los más cercanos a las turbina) puede apreciarse como las diferencias entre la IDA y la VUELTA son mayores

En las Figuras 5.1 y 5.2 podemos encontrar las velocidades obtenidas para todos los tubos en diferentes rpm de las palas, se han extrapolado los resultados con los obtenidos a 8 y 9 rpm.

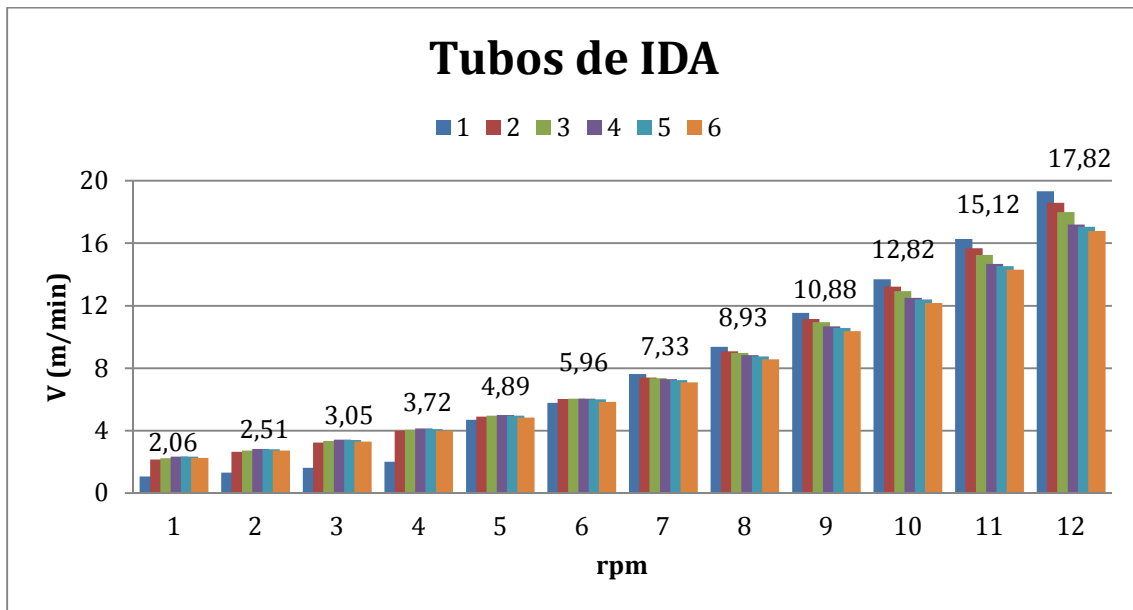


Figura 5. 1 Velocidades de los tubos de IDA a diferentes rpm de la turbina.

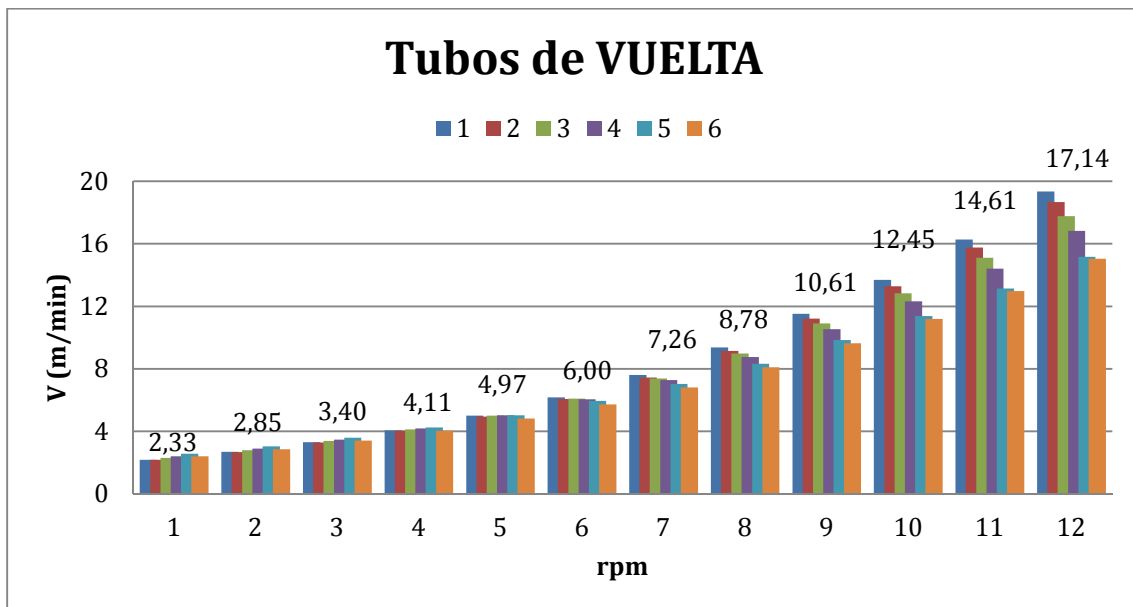


Figura 5. 2 Velocidades de los tubos de VUELTA a diferentes rpm de la turbina.

Viendo los resultados obtenidos anteriormente se puede observar lo siguiente.

- A medida que aplicamos potencia en las turbinas, los tubos 1 y los cercanos a este tubo aumentan rápidamente de velocidad, mientras que los cercanos al 6 les cuesta más aumentar su velocidad al aumentar las rpm de las turbinas.
- Los tubos cercanos al 1 cuando disponen de poca potencia de palas, les cuesta aumentar más la velocidad que los cercanos al 6.
- En las rpm 5, 6 y 7 es cuando más homogéneo se encuentra el sistema.

En el Tabla 5.6 podemos encontrar los resultados obtenidos de los números de Reynolds para los diferentes tubos y diferentes velocidades de palas.

Tabla 5. 6 Regímenes de operación en función de la velocidad y el número de Reynolds.

Rpm	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
Tubo												
1	801	986	1213	1493	3505	4313	5682	6993	8607	10222	12138	14415
2	1606	1973	2423	2976	3655	4489	5514	6772	8318	9864	11696	13870
3	1673	2040	2487	3032	3698	4509	5498	6704	8174	9644	11379	13426
4	1748	2113	2553	3086	3730	4509	5450	6587	7961	9336	10948	12838
5	1737	2099	2536	3064	3703	4474	5406	6532	7892	9253	10848	12718
6	1680	2033	2461	2979	3607	4366	5285	6398	7745	9092	10673	12529
1	1621	1997	2461	3031	3734	4601	5668	6982	8601	10221	12145	14431
2	1626	1996	2450	3006	3689	4527	5556	6818	8368	9917	11753	13929
3	1715	2083	2531	3075	3735	4538	5513	6697	8136	9575	11269	13262
4	1787	2150	2588	3114	3748	4510	5428	6532	7862	9191	10744	12561
5	1911	2262	2676	3166	3747	4433	5246	6207	7344	8482	9795	11312
6	1789	2129	2534	3015	3588	4270	5081	6046	7195	8343	9676	11220

Los resultados indican en diferentes colores lo siguiente:

- Régimen Laminar (color rosa)
- Régimen Transitorio (color verde)
- Régimen Turbulento (color azul)

Estos hechos se originan por los siguientes aspectos:

Desestimando otros motivos, como las pequeñas elevaciones que sufre el terreno en diferentes puntos por donde pasan los tubos, la explicación a este fenómeno es que cuando el agua es impulsada con poca potencia por las palas de la turbina, se crea un aumento de calado en la zona cercana a los tubos número 6, y al revés cuando la potencia es elevada, en la zona de los tubos número 1 se crea un aumento considerable del calado debido a la elevación que sufre el agua cuando es expulsada por las palas de la turbina.

### 5.2.2 Ensayo 2

Con las pruebas realizadas en el apartado anterior se detectó un defecto del fotobiorreactor ya que los tubos operaban a distintas condiciones. Es por eso que se realizó otra vez el ensayo, pero modificando la estructura de los tanques 2 y 4 que reciben el agua impulsada de los tanques 1 y 3. Se introdujeron una serie de cortadores de ola (Figura 5.3), que como su nombre indica, cortaban la ola generada en los tanques por el agua impulsada desde la turbina, homogeneizando la altura de ola en el tanque.



Figura 5. 3 Cortadores de ola contruidos después del ensayo 1.

El objetivo de este ensayo fue determinar la velocidad del agua (Tabla 5.7) y el régimen hidráulico (Tabla 5.10) en los tubos del fotobiorreactor en función de las velocidades de giro del motor.

Tabla 5. 7 Pruebas hidráulicas, ensayo 2

				Distancia (m)	50
	Tubo	1 prueba	2 prueba	Promedio(min)	V(m/min)
Ida (vpm)	1	5,32	5,34	5,33	9,39
8	2	5,34	5,32	5,33	9,38
	3	5,36	5,36	5,36	9,33
	4	5,38	5,39	5,38	9,29
	5	5,35	5,37	5,36	9,32
	6	5,39	5,38	5,38	9,29
Vuelta (vpm)	1	5,33	5,33	5,33	9,39
8	2	5,34	5,37	5,35	9,34
	3	5,33	5,35	5,34	9,36
	4	5,36	5,35	5,35	9,34
	5	5,34	5,32	5,33	9,37
	6	5,37	5,40	5,38	9,29
Ida (vpm)	1	4,49	4,50	4,50	11,12
9	2	4,52	4,51	4,51	11,08
	3	4,50	4,54	4,52	11,06
	4	4,53	4,52	4,52	11,05
	5	4,51	4,53	4,52	11,07
	6	4,55	4,55	4,55	10,99
Vuelta (vpm)	1	4,49	4,50	4,49	11,12
9	2	4,53	4,49	4,51	11,08
	3	4,50	4,51	4,50	11,10
	4	4,52	4,53	4,52	11,05
	5	4,51	4,51	4,51	11,08
	6	4,55	4,53	4,54	11,01

Con los datos expuestos en la Tabla 5.7 podemos encontrar las diferencias entre los diferentes tubos para estas velocidades (Tabla 5.8)

Tabla 5. 8 Diferencias entre los tubos de una misma sección.

Diferencias entre los tubos de IDA a 8 rpm (min)						
tubo	1	2	3	4	5	6
1	.	0,00	0,06	0,10	0,07	0,10
2	0,00	.	0,06	0,10	0,06	0,10
3	0,06	0,06	.	0,04	0,00	0,04
4	0,10	0,10	0,04	.	-0,04	0,00
5	0,07	0,06	0,00	-0,04	.	0,04
6	0,10	0,10	0,04	0,00	0,04	.
Diferencias entre los tubos de VUELTA a 8 rpm (m)						
tubo	1	2	3	4	5	6
1	.	0,05	0,02	0,05	0,01	0,10
2	0,05	.	-0,03	0,00	-0,04	0,05
3	0,02	-0,03	.	0,03	-0,01	0,08
4	0,05	0,00	0,03	.	-0,04	0,05
5	0,01	-0,04	-0,01	-0,04	.	0,09
6	0,10	0,05	0,08	0,05	0,09	.
Diferencias entre los tubos de IDA a 9 rpm (min)						
tubo	1	2	3	4	5	6
1	.	0,04	0,06	0,07	0,05	0,13
2	0,04	.	0,02	0,03	0,01	0,09
3	0,06	0,02	.	0,01	-0,01	0,08
4	0,07	0,03	0,01	.	-0,02	0,06
5	0,05	0,01	-0,01	-0,02	.	0,09
6	0,13	0,09	0,08	0,06	0,09	.
Diferencias entre los tubos de VUELTA a 9 rpm (m)						
tubo	1	2	3	4	5	6
1	.	0,05	0,02	0,07	0,04	0,11
2	0,05	.	-0,02	0,03	0,00	0,07
3	0,02	-0,02	.	0,05	0,02	0,09
4	0,07	0,03	0,05	.	-0,03	0,04
5	0,04	0,00	0,02	-0,03	.	0,07
6	0,11	0,07	0,09	0,04	0,07	.

Con los resultados de la Tabla 5.8 podemos encontrar el aumento y la disminución de las velocidades en tan solo 1 revolución por minuto (Tabla 5.9).

Tabla 5. 9 Aumento de las velocidades ensayo 2.

Aumento de la velocidad en 1 rpm		
	V(m/min)	
1	1,73	I D A
2	1,69	
3	1,74	
4	1,76	
5	1,75	
6	1,70	
1	1,74	V U E L T A
2	1,74	
3	1,74	
4	1,71	
5	1,71	
6	1,73	

Se puede observar que los tubos cercanos a los números 1 coinciden en velocidades tanto en la IDA como en la VUELTA. En los tubos cercanos a los numero 6 se puede apreciar como ya no existe la diferencia tan significativa entre la IDA y la VUELTA que observábamos en el ensayo anterior.

En las Figuras 5.4 y 5.5 podemos encontrar las velocidades obtenidas para todos los tubos en diferentes rpm de la turbina, se han extrapolado los resultados con los obtenidos a 8 y 9 rpm.

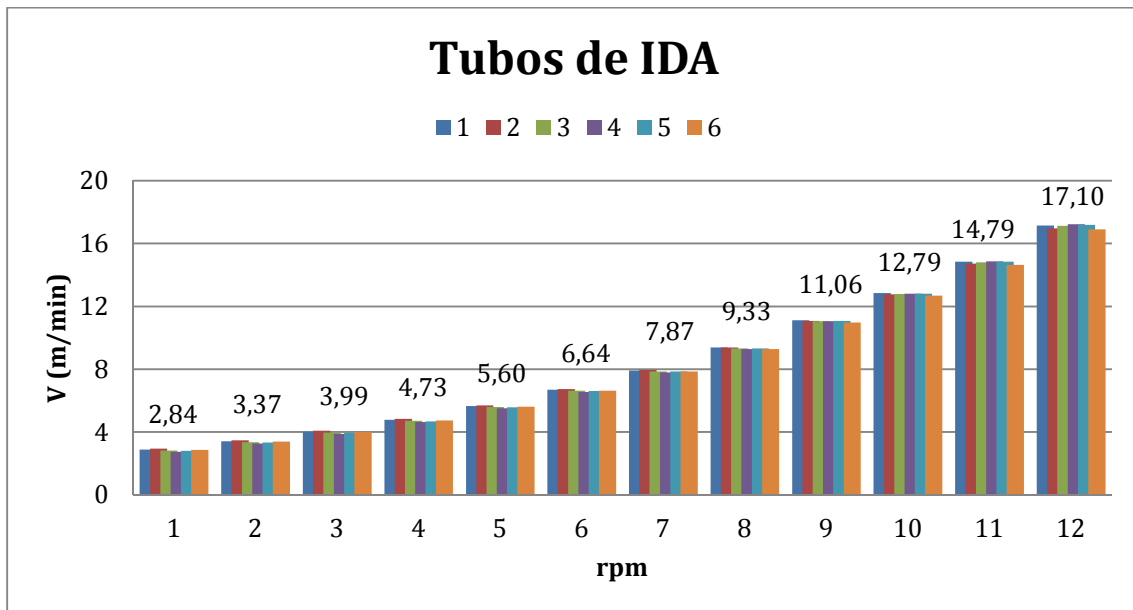


Figura 5. 4 Velocidades de los tubos de IDA a diferentes rpm de la turbina.

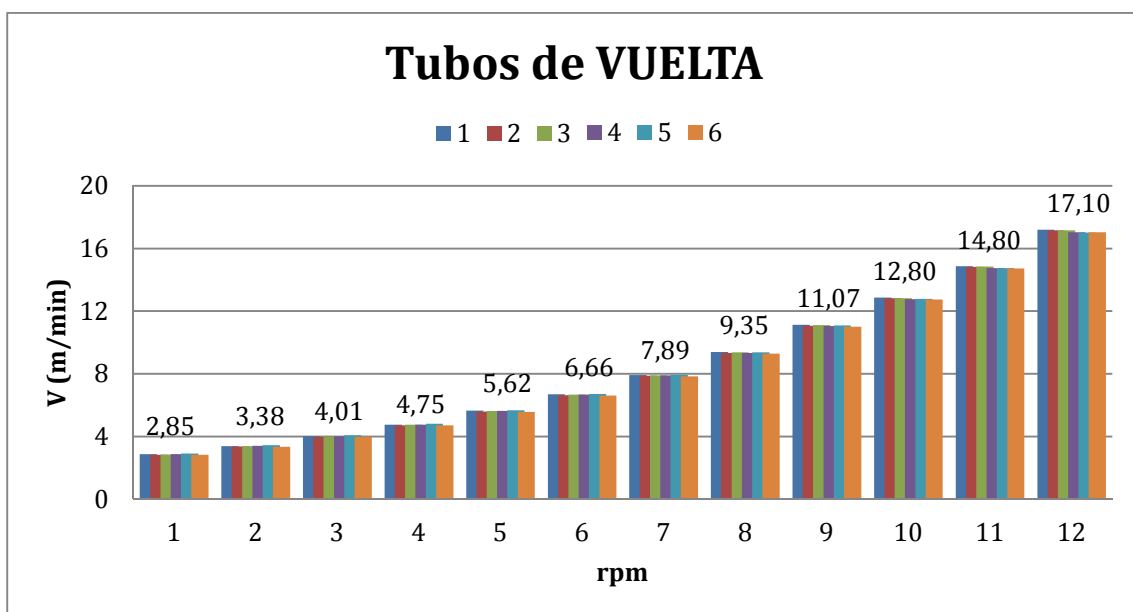


Figura 5. 5 Velocidades de los tubos de VUELTA a diferentes rpm de la turbina.

Viendo los resultados obtenidos anteriormente se puede observar lo siguiente.

- A medida que aplicamos más potencia en las turbinas, todos los tubos aumentan su velocidad proporcionalmente a la agitación que producen las turbinas.
- En todas las diferentes rpm el sistema es homogéneo respecto a las velocidades.



Con los datos obtenidos en el apartado anterior y las velocidades encontradas anteriormente, hallamos los nuevos regímenes a los que circulan los tubos en las diferentes velocidades de palas (Tabla 5.10).

En comparación con los datos del ensayo 1 en estos resultados se observa que gracias a la homogeneización de la lámina de agua el número de Reynolds obtenido se halla constantemente en régimen transitorio o turbulento.

Tabla 5. 10 Regímenes de operación en función de la velocidad y el número de Reynolds.

Rpm	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
Tubo												
1	2146	2541	3008	3562	4218	4995	5915	7004	8294	9583	11074	12796
2	2193	2589	3055	3607	4257	5025	5931	7001	8264	9527	10983	12661
3	2106	2498	2963	3515	4169	4945	5866	6958	8253	9548	11046	12779
4	2050	2439	2903	3455	4111	4892	5822	6928	8245	9561	11088	12858
5	2087	2479	2944	3496	4152	4931	5856	6955	8260	9565	11076	12825
6	2135	2526	2989	3536	4184	4950	5856	6928	8196	9465	10929	12621
1	2133	2528	2996	3550	4208	4987	5910	7003	8300	9596	11095	12828
2	2107	2499	2965	3517	4173	4950	5873	6967	8265	9564	11066	12804
3	2125	2519	2986	3539	4195	4973	5894	6987	8282	9577	11074	12806
4	2141	2534	3000	3550	4202	4973	5886	6967	8246	9525	11002	12708
5	2170	2565	3032	3584	4236	5006	5917	6994	8266	9539	11007	12701
6	2102	2493	2956	3505	4156	4928	5844	6930	8217	9504	10993	12715

- Régimen Transitorio (color verde)
- Régimen Turbulento (color azul)

## 5.3 INOCULACIÓN DEL FOTOBIORREACTOR

El fotobiorreactor se inoculó durante el periodo del 2 de marzo del 2012 hasta el 23 de marzo del 2012. Durante este periodo se midieron los siguientes aspectos comentados a continuación, mediante sensores online, mediciones in-situ y en el laboratorio.

### 5.3.1 Radiación solar

El fotobiorreactor se inoculó durante los días más calurosos del mes de marzo, para favorecer el crecimiento de las microalgas. En la Figura 5.6 podemos observar la variación de la radiación (máximas y mínimas) durante este periodo.

Se pueden apreciar claramente los ciclos día-noche. En esta temporada el sol aparece a las 7 de la mañana y se pone a las 7 de la tarde, lo que garantiza 12 horas de luz solar. Las máximas se detectan con un cierto desfase horario, entre las 14 y las 15 horas, ya que es cuando el sensor de luz, debido a su posición, recibe más radiación solar. Como apunte mencionar que el día 21 de marzo llovió, se puede apreciar la falta de intensidad que recibió el sensor.

El aumento de la radiación solar incidente favorece el desarrollo de las algas, como veremos en los siguientes apartados.

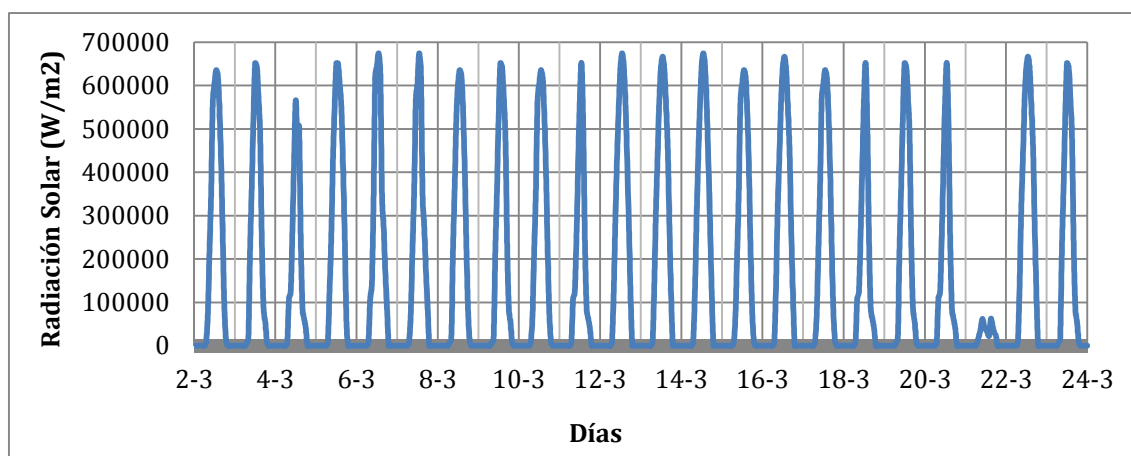


Figura 5. 6 Radiación solar ( $\text{W}/\text{m}^2$ ) del 2 de marzo al 23 de marzo del 2012.

### 5.3.2 Temperatura

En la Figura 5. 7 podemos observar las oscilaciones de temperatura del agua del interior del fotobiorreactor durante los ciclos día-noche. Por el día la temperatura aumenta y disminuye por la noche. Los sensores cogían datos desde las 00:00 del 2 de marzo hasta las 23:59 del 23 de marzo cada 30 minutos obteniendo así unas curvas de temperatura representativas.

Se aprecia que las temperaturas oscilan entre la media necesaria descrita en la literatura (Contetreras, 2003) evitando así la fotoinhibición. Los aumentos de temperatura en el rango de entre  $20\text{-}30^\circ\text{C}$  repercuten de forma positiva en el rendimiento de la depuración. Los sistemas cerrados en general sufren un descenso de su eficacia a bajas temperaturas.

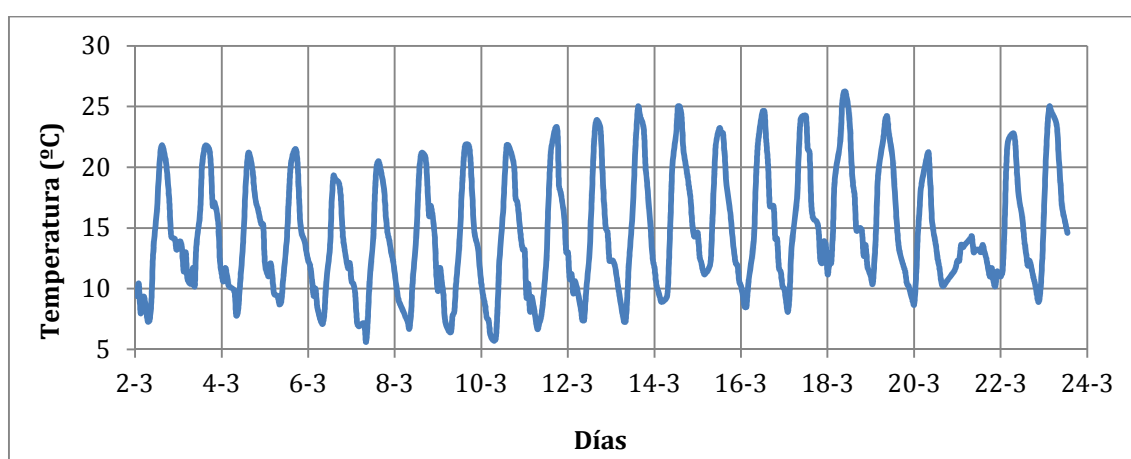


Figura 5. 7 Temperatura ( $^\circ\text{C}$ ) del 2 de marzo al 23 de marzo del 2012.

### 5.3.3 Oxígeno disuelto

En la Figura 5. 8 podemos ver la cantidad de oxígeno disuelto en el agua, esto es debido a la fotosíntesis y la variación de respiración de las algas. Por el día consumen  $\text{CO}_2$  en la fotosíntesis y por la noche lo desprenden consumiendo  $\text{O}_2$  en la respiración.

Podemos observar que la tendencia que tiene la línea del OD es de ir aumentando, hasta que llega un punto al final del día 21 en que baja bastante precipitado. Hasta el 18 de marzo se fue alimentando de agua residual urbana, procedente de un colector municipal, lo cual propició el desarrollo de las algas, como se muestra por el incremento de la actividad fotosintética y de la concentración de OD previo a la realización del siguiente ensayo, la alimentación se detuvo, y esto conllevó a un descenso en la actividad y concentración de OD. El pico del día 23 de marzo corresponde a una alimentación puntual.

La evolución del OD durante el día presenta variaciones cíclicas, con aumentos diurnos (Contreras 2003).

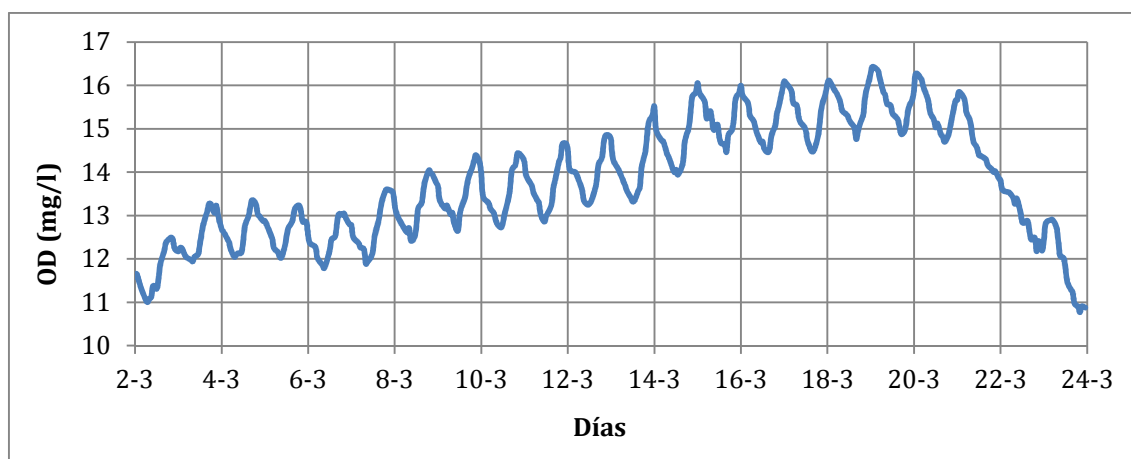


Figura 5. 8 Oxígeno Disuelto (mg/l) del 2 de marzo al 23 de marzo del 2012.

### 5.3.4 pH

En la Figura 5. 9 se muestra la variación cíclica que sufre el pH a lo largo de los días. Estas variaciones son debidas al consumo del  $\text{CO}_2$  del medio durante la fotosíntesis. Esto conlleva la disminución de la concentración de ácido carbónico, con lo que se produce, un aumento del pH. Es decir estas variaciones están ligadas a las variaciones que sufren el  $\text{CO}_2$  y el oxígeno disuelto. Por el día aumenta el pH mientras que por la noche disminuye.

Se muestra que como al principio no se han superado valores de pH mayores que 10, ya que se puede producir una inhibición completa de las bacterias. Mientras que al final del ensayo estos valores son fácilmente alcanzables por la falta de nutrientes.

Se ha comprobó que el pH al final del tubo es más elevado que el pH del inicio del tubo, ya que al disminuye la concentración de  $\text{CO}_2$  debido al consumo algal.

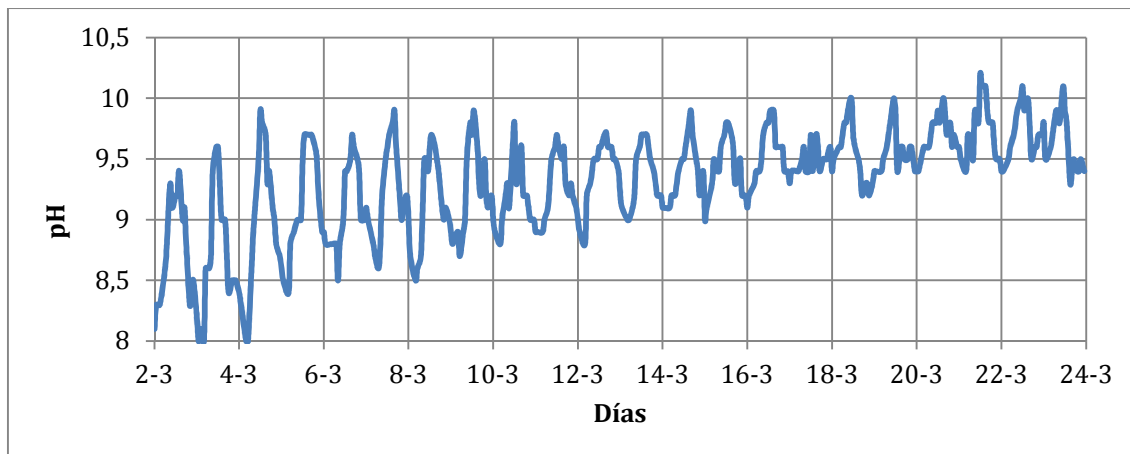


Figura 5. 9 pH del 2 de marzo al 23 de marzo del 2012.

### 5.3.5 Turbiedad

En la Figura 5.10 se puede apreciar como aumenta casi de manera exponencial la turbiedad en el sistema. Esto es debido a que durante la introducción de agua residual, rica en nutrientes, iba aumentando la concentración algal produciendo un enturbiamiento de las aguas, que empezaron a coger una tonalidad verdosa asociada a las microalgas (Figura 5.11).

Se aprecia, que una vez se ha dejó de introducir el agua residual, la turbiedad se mantuvo constante alcanzando una asíntota (Figura 5.10), de modo que la concentración de biomasa aumentó hasta que se agotaron los recursos del medio.

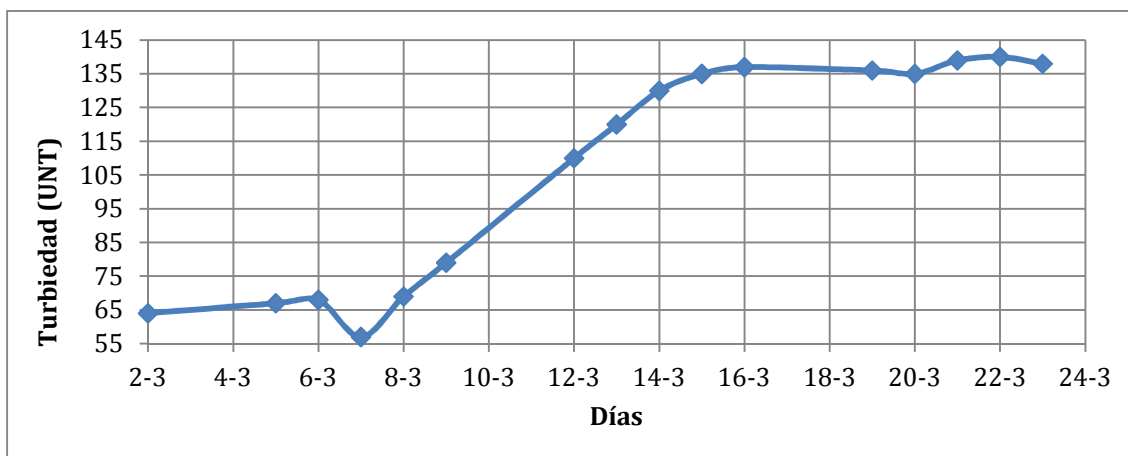


Figura 5. 10 Turbiedad (UNT) del 2 de marzo al 23 de marzo del 2012.



Figura 5. 11 Color del agua antes (izquierda) y después (derecha).

## 5.4 ENSAYO USANDO DOS TUBOS CON EFLUENTE DEL TRATAMIENTO SECUNDARIO

Con el inóculo desarrollado, se procedió a alimentar el agua del canal de riego, con una composición similar al efluente de un proceso de tratamiento secundario de una estación depuradora de aguas residuales, ya que aguas arriba la depuradora de Gava vierte sus aguas efluentes sobre este canal. Así, el fotobiorreactor actúa como un sistema terciario de depuración de aguas residuales.

Se hizo un experimento en discontinuo, dejando un 20% de inóculo en el fotobiorreactor y llenando el 80% restante con agua del canal. Las muestras se recogieron entre los días 26 de marzo a las 16:30 y 29 de marzo a las 10:30.

### 5.4.1 Radiación solar

En la Figura 5. 12 se muestran los datos recogidos por el sensor de radiación solar. Durante el transcurso del ensayo no se registraron precipitaciones.

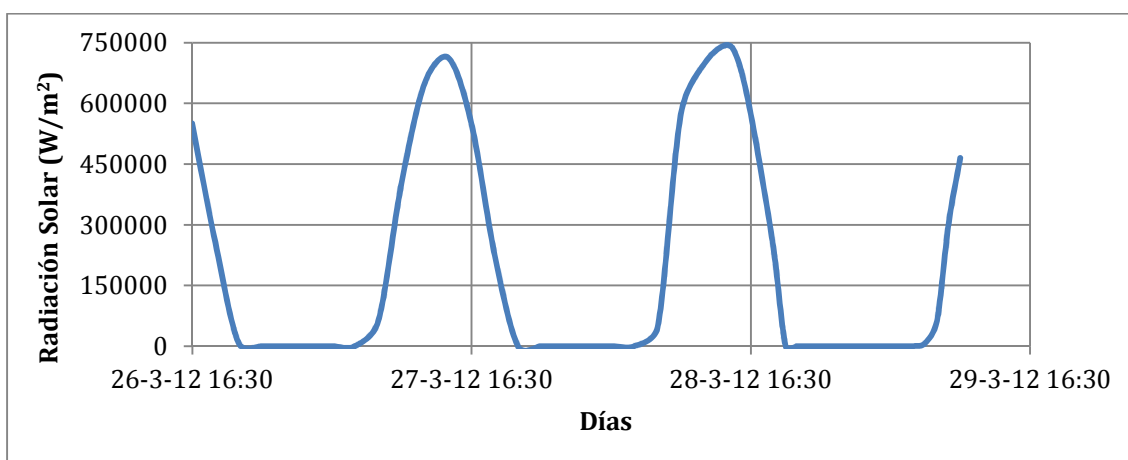


Figura 5. 12 Radiación solar ( $W/m^2$ ) del 26 de marzo al 29 de marzo del 2012.

### 5.4.2 Temperatura

En la Figura 5. 13 observamos las oscilaciones de temperatura del agua del interior del fotobiorreactor en consecuencia de los ciclos día-noche: por el día la temperatura aumenta y disminuye por la noche. Podemos observar que las temperaturas oscilan alrededor del óptimo descrito (20-30 C°) en la literatura (Contreras, 2003), evitando así la fotoinhibición.

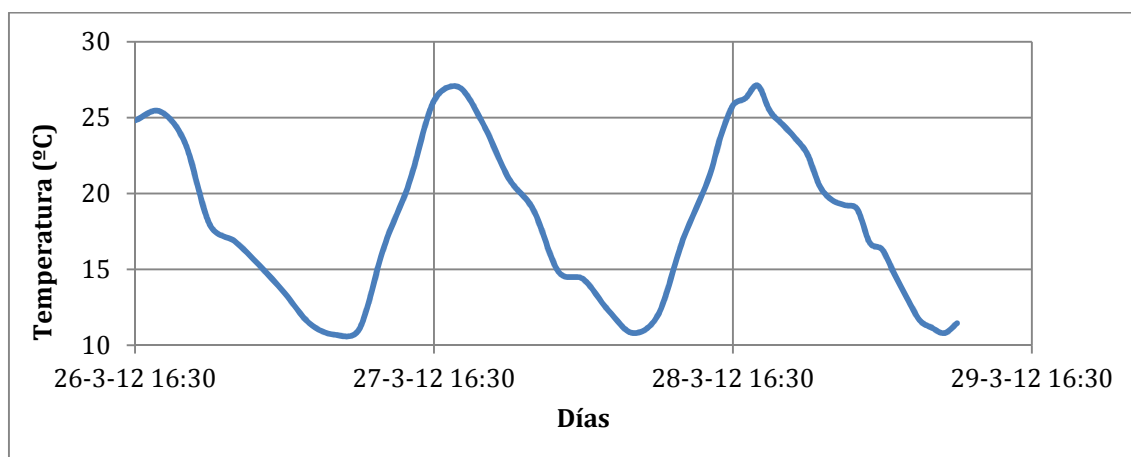


Figura 5. 13 Temperatura (°C) del 26 de marzo al 29 de marzo del 2012.

### 5.4.3 Oxígeno disuelto

En la Figura 5. 14 observamos que el experimento se inició con una concentración de oxígeno disuelto alrededor de 15 mg/l, disminuyendo a medida que iba avanzando el tiempo. Podemos ver como por el día la concentración de OD aumenta y por la noche va disminuyendo y manteniendo constante su valor, hasta alcanzar un nivel de oxígeno disuelto en equilibrio con la atmósfera. Suponiendo que no hay bacterias el consumo de OD es debido a la respiración de las algas.

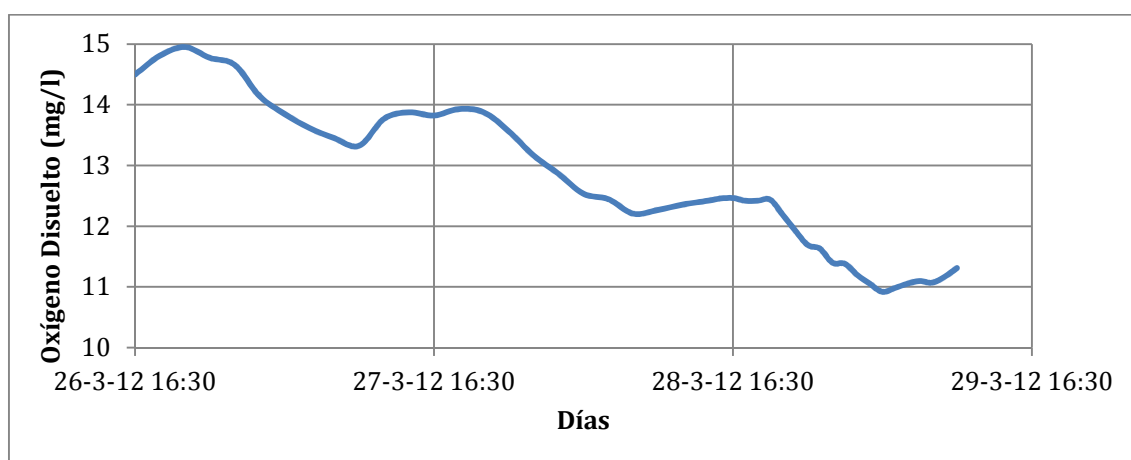


Figura 5. 14 Oxígeno Disuelto (mg/l) del 26 de marzo al 29 de marzo del 2012.

Las algas por el día consumen  $\text{CO}_2$  y por la noche lo desprenden consumiendo  $\text{O}_2$ . Si existieran bacterias, el consumo de oxígeno disuelto mostraría un descenso más marcado de la línea, no tan suave como la que observamos en la Figura anterior.

#### 5.4.4 pH

En la Figura 5. 15 se muestra la variación cíclica que sufre el pH a lo largo de los días. Estas variaciones son debidas como hemos comentado anteriormente al consumo del  $\text{CO}_2$  del medio, que conlleva la disminución de la concentración de ácido carbónico, con lo que se producen un aumento del pH. Se comprobó que el pH al final del tubo era más elevado que el pH del inicio del tubo, ya que disminuye la concentración de  $\text{CO}_2$  debido al consumo algal.

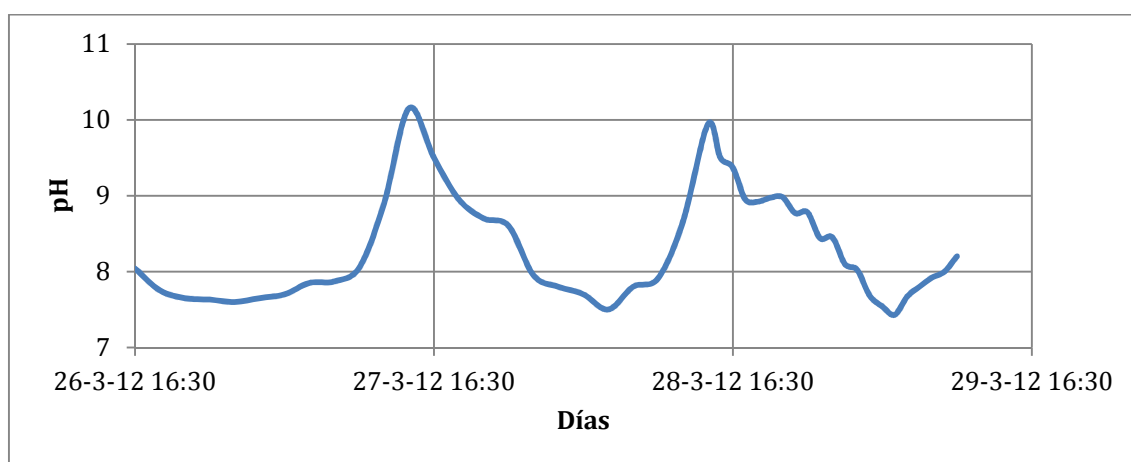


Figura 5. 15 pH del 26 de marzo al 29 de marzo del 2012.

#### 5.4.5 Alcalinidad

En la Figura 5. 16 muestra la evolución de la alcalinidad de este ensayo. Como se puede apreciar, los primeros días sufre un descenso debido al consumo de carbono por las algas. Debido a la proliferación de las microalgas, llega un punto donde se ha consumido todo lo disponible manteniéndose en equilibrio con el medio.

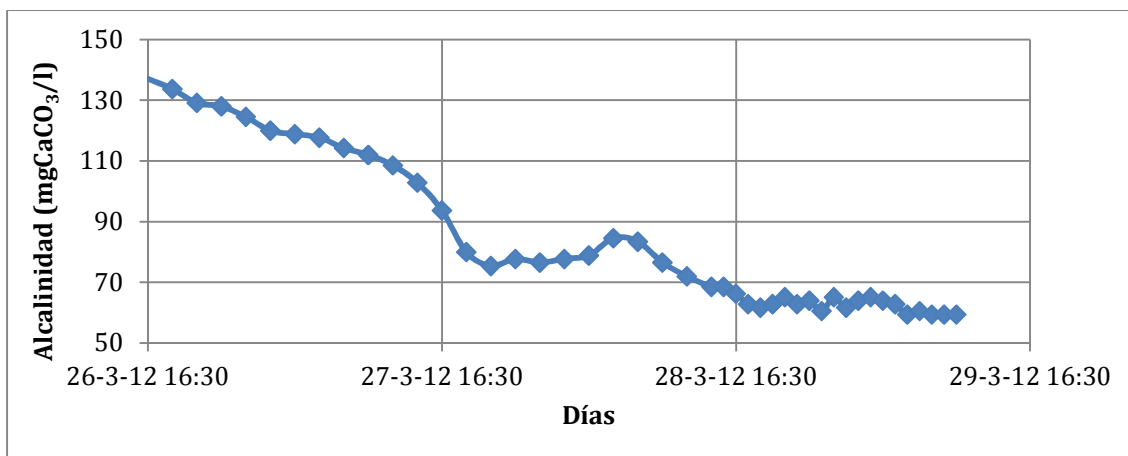


Figura 5. 16 Alcalinidad (mg CaCO<sub>3</sub>/l) del 26 de marzo al 29 de marzo del 2012.

#### 5.4.6 Turbiedad

En la Figura 5. 17 se ve como durante las primeras horas del experimento la turbiedad varía al estar todavía homogeneizándose el sistema. Una vez homogeneizado, la turbiedad aumenta de manera exponencial, llegando a un cierto punto en que las microalgas no proliferan más debido a la falta de nutrientes del agua, alcanzando la asíntota. Este aspecto nos indica que el sistema está casi o completamente sin nutrientes, por ese motivo no puede seguir creciendo la población de microalgas. En la Figura 5. 18 podemos observar el color del agua al inicio i al final del experimento.

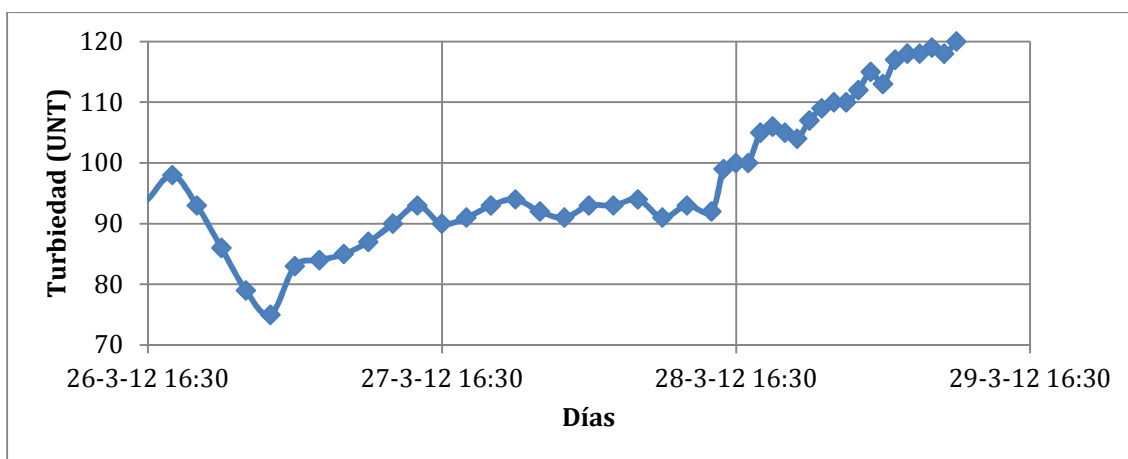


Figura 5. 17 Turbiedad (UNT) del 2 de marzo al 23 de marzo del 2012.





Figura 5. 18 Color del agua al inicio (izquierda) y final del experimento (derecha).

#### 5.4.7 DQO

En la Figura 5. 19 podemos observar la disminución de la materia orgánica del agua mediante la DQO. Al inicio sufre una fuerte bajada debido a la descomposición de dicha materia por las bacterias heterótrofas aerobias. Así en dos días se redujo la DQO del agua del canal de 115 ppm a 93 ppm, correspondiendo a un 25% de eliminación de DQO.

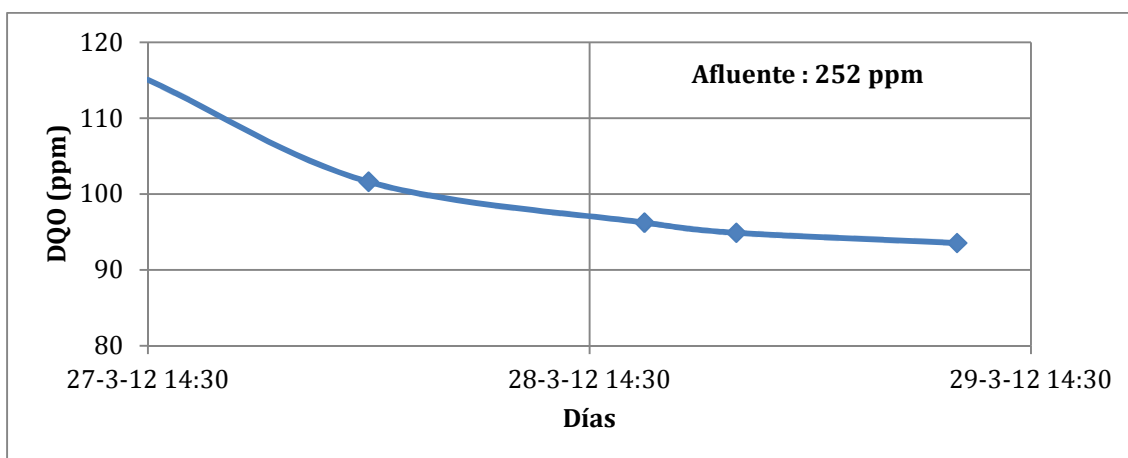


Figura 5. 19 DQO (ppm) del 26 de marzo al 29 de marzo del 2012.

#### 5.4.8 Nutrientes

En la Figura 5. 20 observamos la cantidad de nitratos ( $\text{NO}_3^-$ ) que se encontraban en el agua introducida en el sistema. En un tiempo de 25 horas se fueron eliminando por la consumición que efectúan las algas de los nutrientes para su proliferación. El pico producido antes de las 16:30 del día 27 corresponde a un error a la hora de preparar las muestras para su lectura. Al ser un proceso bastante preciso el más mínimo error de

elaboración da un fallo significativo. Se observa como al final llega una asíntota horizontal en cuanto las algas han consumido todo los nutrientes disponibles.

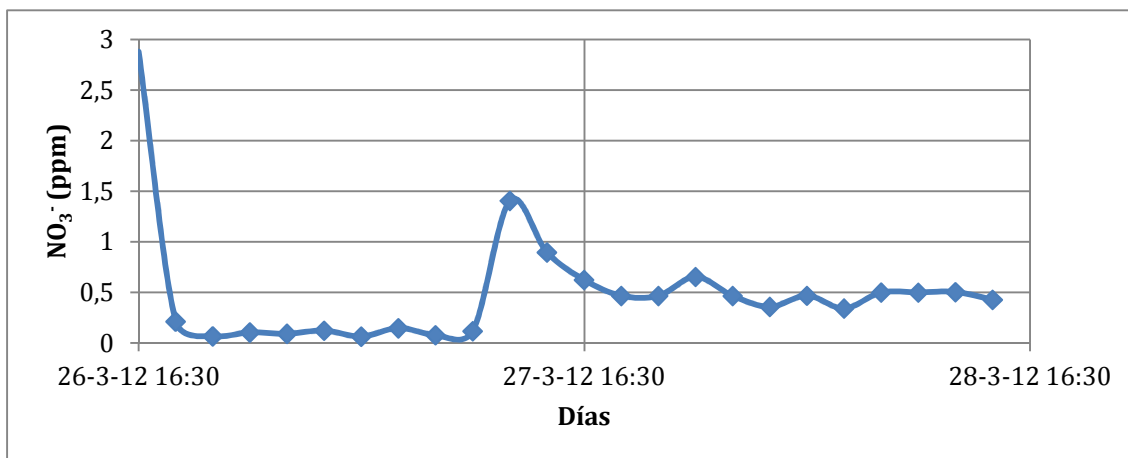


Figura 5. 20 NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (ppm) del 26 de marzo al 29 de marzo del 2012.

## 5.5 ENSAYO USANDO DOCE TUBOS CON EFLUENTE DEL TRATAMIENTO SECUNDARIO

Después de operar el sistema con dos tubos en funcionamiento, se procedió a realizar un ensayo con los doce tubos (100% capacidad). Primeramente se acondicionó el fotobiorreactor eliminando la biopelícula formada durante el ensayo anterior. El ensayo se realizó des del día 16 de abril a las 11:00 hasta el día 20 de abril a las 11:00.

### 5.5.1 Radiación solar

En la Figura 5. 21 se muestran los datos recogidos por el sensor de radiación solar. Estos muestran que durante el transcurso del ensayo se tuvo la máxima luminosidad en el terreno, ya que no se registraron precipitaciones, tan sólo el día 18 que se nublo un poco el cielo. Destacar que en esta época, igual que en el ensayo anterior, disponíamos de 12 horas de luz. Los primeros rayos de sol aparecían a las 7 am y se escondía alrededor de las 7 pm.

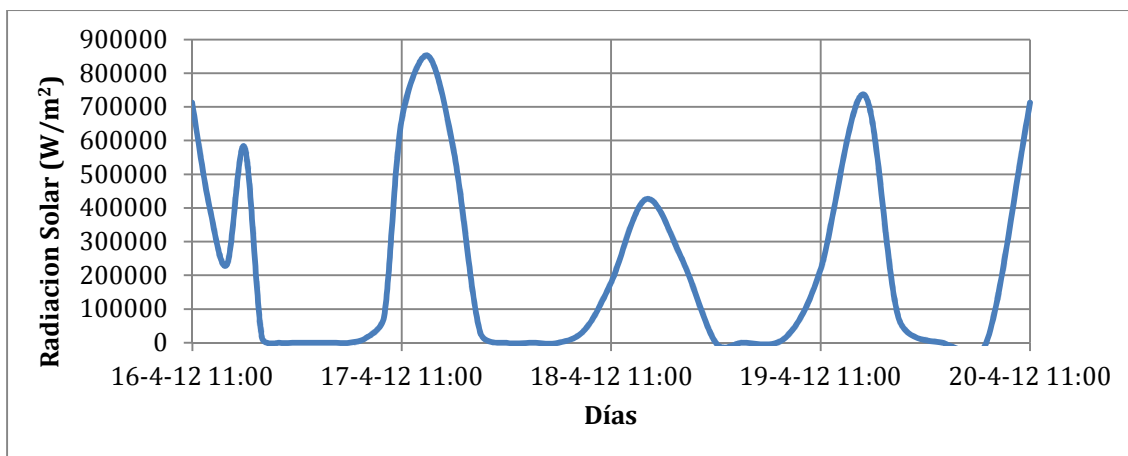


Figura 5. 21 Radiación solar ( $\text{W/m}^2$ ) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.

### 5.5.2 Temperatura

En la Figura 5. 22 podemos observar las oscilaciones de temperatura del agua del interior del fotobiorreactor en consecuencia de los ciclos día-noche. Por el día la temperatura aumenta y disminuye por la noche. Podemos observar que las temperaturas oscilan alrededor del óptimo descrito ( $20\text{-}30\text{ }^{\circ}\text{C}$ ) en la literatura (Contreras, 2003), evitando así la fotoinhibición.

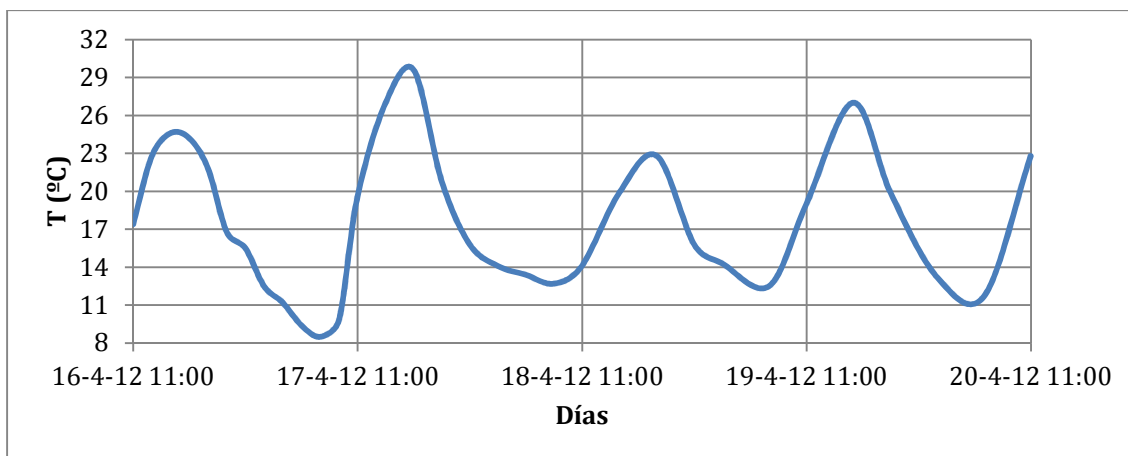


Figura 5. 22 Temperatura ( $^{\circ}\text{C}$ ) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.

### 5.5.3 Oxígeno disuelto

Podemos ver en la Figura 5. 23 como por el día la concentración de OD aumenta y por la noche va disminuyendo y manteniendo constante su valor. Suponiendo que no hay bacterias la consumición del OD es debido a la respiración de las algas.

Inicialmente la concentración de OD aumenta debido a la actividad fotosintética de las microalgas. Posteriormente disminuye, pero se vuelve a recuperar, gracias a la degradación de la DQO por las bacterias heterótrofas aerobias que liberan el  $\text{CO}_2$ , el cual es consumido por las algas durante la fotosíntesis, que libera  $\text{O}_2$ . Los ciclos diurnos corresponden a la generación de OD durante la fotosíntesis (día) y su consumo durante la respiración (noche). Aumenta hasta alcanzar un nivel de oxígeno disuelto en equilibrio con la atmósfera.

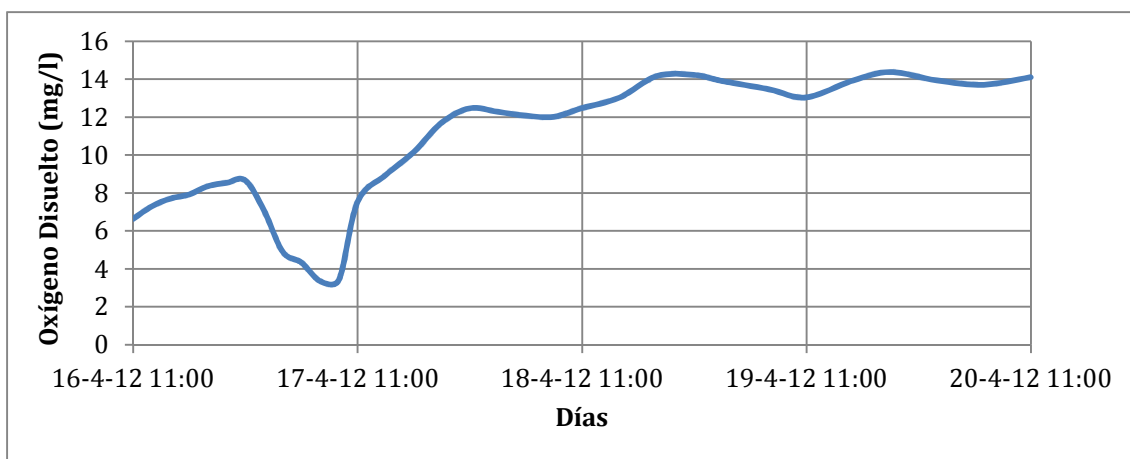


Figura 5. 23 Oxígeno Disuelto (mg/l) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.

### 5.5.4 pH

En la Figura 5. 24 se muestra la variación cíclica que sufre el pH a lo largo de los días. Estas variaciones son debidas como hemos comentado anteriormente por la eliminación del  $\text{CO}_2$  del medio, esto conlleva la disminución de la concentración de ácido carbónico, que conlleva un aumento del pH. Se muestra que casi no se han superado valores de pH mayores que 10, ya que se puede producir una inhibición completa de las bacterias.

Podemos observar que el primer día el pH sube relativamente poco, en comparación con los otros días. Esto es debido a la actividad bacteriana de descomposición de la materia orgánica introducida con el agua del canal de riego.

Se comprobó que el pH al final del tubo era más elevado que el pH del inicio del tubo, ya que al disminuye la concentración de  $\text{CO}_2$  debido al consumo algal.

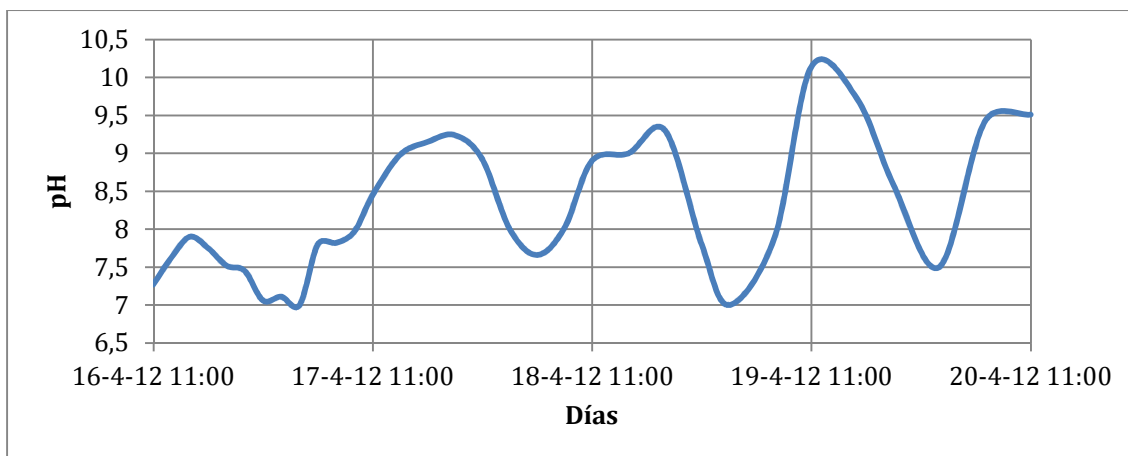


Figura 5. 24 pH del 16 de abril al 20 de abril del 2012.

### 5.5.5 Alcalinidad

En la Figura 5. 25 muestra la alcalinidad de este ensayo. Como se puede apreciar los primeros días se mantiene más o menos constante, pero el segundo día sufre un descenso drástico relacionado con el consumo del carbono por las algas en la fotosíntesis.

El sistema se mantiene estable durante el primer día debido, a que las microalgas consumen los nutrientes derivados de los nitratos y una vez agotados estos consumen los carbonosos, como veremos más adelante en la Figura 5. 29.

Este consumo asociado a la proliferación de las microalgas hace disminuir la alcalinidad de 165 a 75 mg CaCO<sub>3</sub>/l.

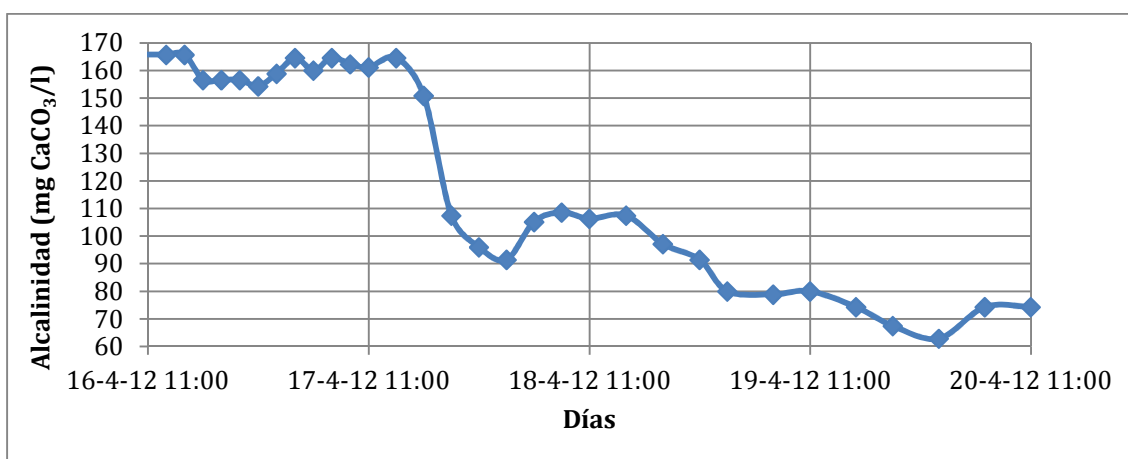


Figura 5. 25 Alcalinidad (mg CaCO<sub>3</sub>/l) del 16 de abril al 20 de abril.

### 5.5.6 Turbiedad

Como se ha comentado anteriormente, la turbiedad es un parámetro relacionado en sí con la cantidad de biomasa que se produce, ya que esta turbiedad es debida a la concentración de partículas en suspensión, que aumenta a medida que se desarrolla la biomasa.

En la Figura 5. 26 observamos como la turbiedad aumenta de manera exponencial hasta que se agotan los nutrientes y esta tiende a una asíntota horizontal. En la Figura 5.27 podemos observar el color que en esta ocasión tenían el agua de inicio y del final del ensayo.

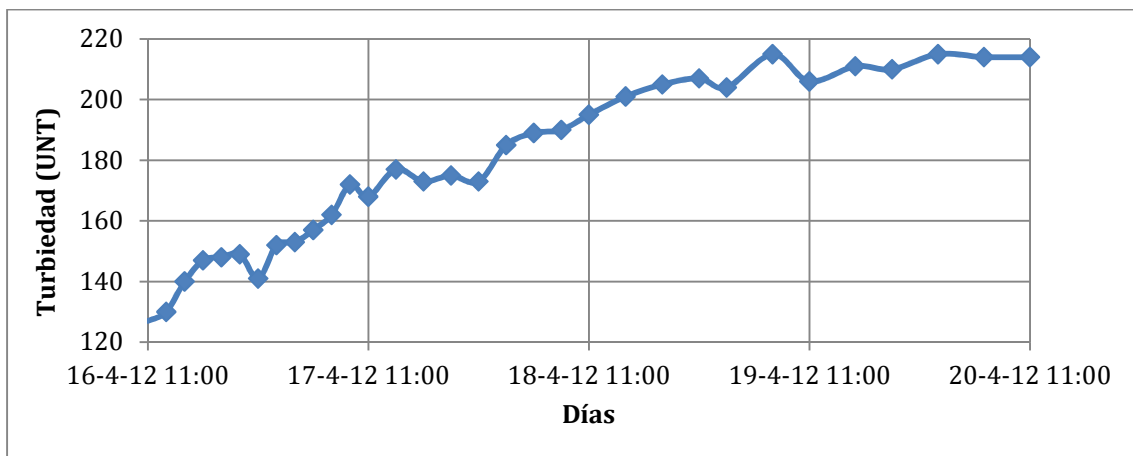


Figura 5. 26 Turbiedad (UNT) del 16 de abril al 20 de abril.



Figura 5. 27 Color del agua al inicio (izquierda) y final del experimento (derecha).

### 5.5.7 DQO

En la Figura 5. 28 podemos observar la disminución de la DQO. Al inicio sufre una fuerte bajada debido a la descomposición de la materia orgánica que contiene el agua del canal de riego por las bacterias heterótrofas aerobias.

Cabe resaltar como indica la Figura 5.28 que el afluente disponía de una DQO de 180 ppm y en tan solo 4 días el sistema formado por 0,5 m<sup>3</sup> de inóculo fue capaz de rebajar la carga orgánica hasta 120 ppm, que corresponde a una eliminación de un 33%.

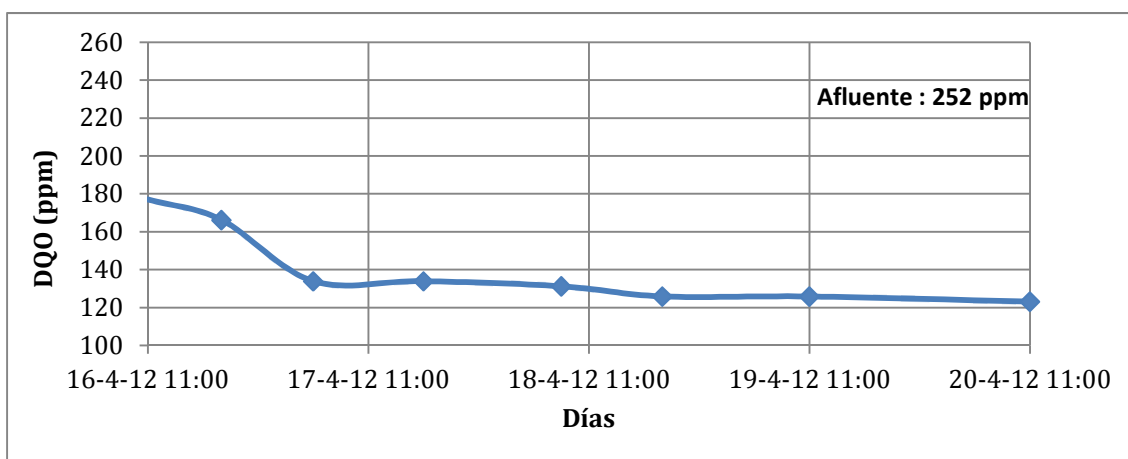


Figura 5. 28 DQO (ppm) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.

### 5.5.8 Nutrientes

En las Figuras 5.29, 5.30 y, 5. 31 se ve como disminuyen los nutrientes a lo largo del ensayo. A partir del tercer día el sistema tiende a una asíntota horizontal, entrando en un equilibrio. Además, comparando las gráficas anteriores con la grafica de la turbiedad (Figura 5.26) podemos observar como siguen la tendencia inversa, es decir, como la turbiedad (biomasa) se atenúa a medida que disminuyen los nutrientes.

En el caso de los nitratos, antes de llegar al final del segundo día ya ha agotado los nutrientes, por ese motivo como comentábamos antes, el sistema utiliza los nutrientes carbonosos descritos en la Figura 5. 25.

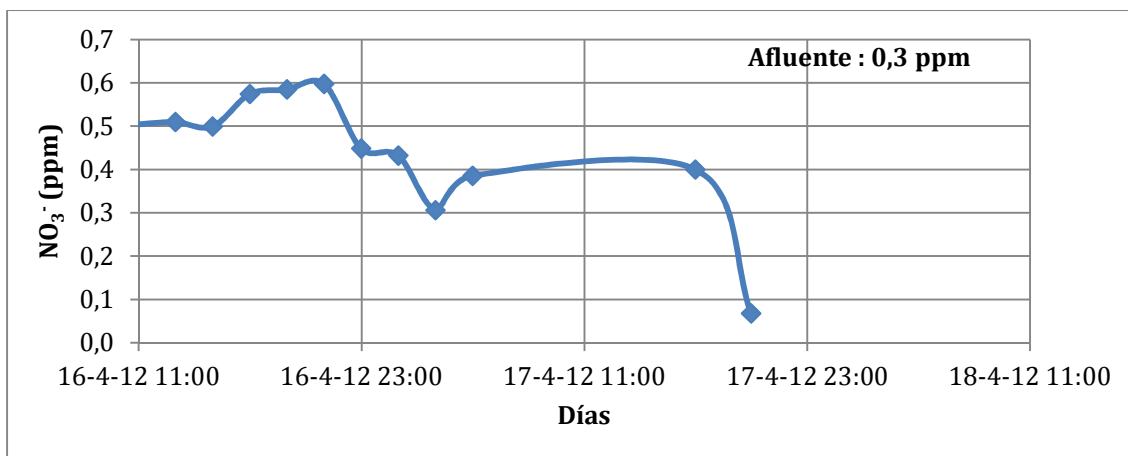


Figura 5. 29  $\text{NO}_3^-$  (ppm) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.

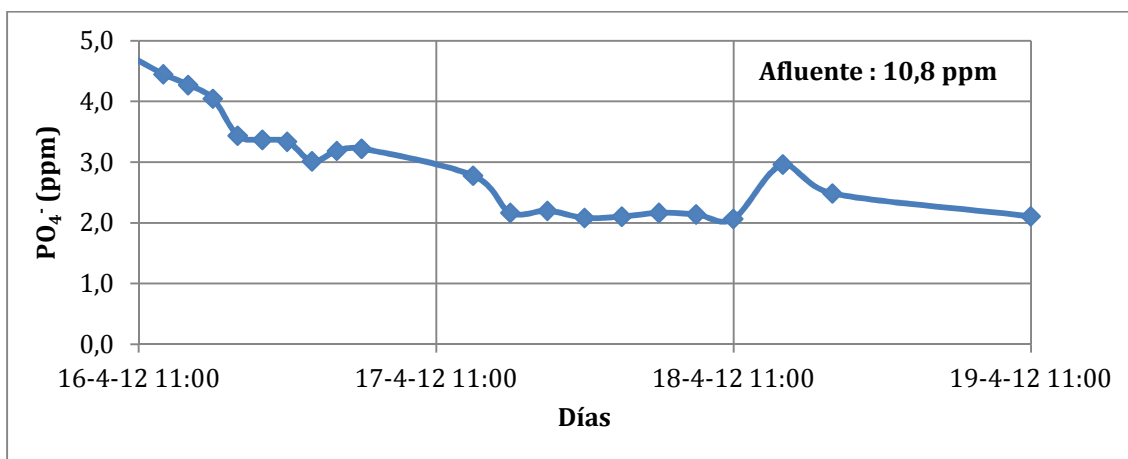


Figura 5. 30  $\text{PO}_4^-$  (ppm) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.

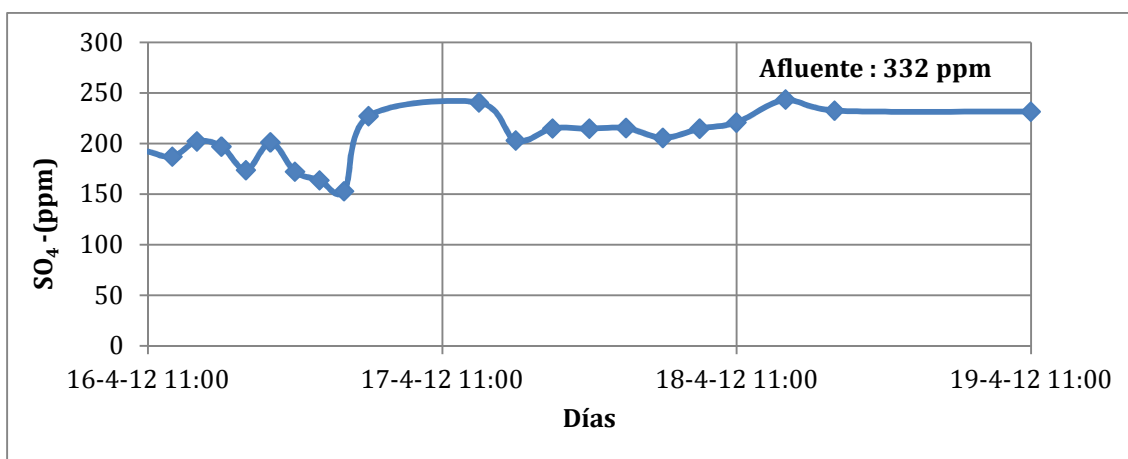


Figura 5. 31  $\text{SO}_4^-$  (ppm) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.



### 5.5.9 Sólidos suspendidos volátiles

En la Figura 5.32 podemos ver como aumentan los sólidos en suspensión totales volátiles a medida que el tiempo va aumentando, indicándonos un aumento de microalgas en el sistema, tal y como se observa con la turbiedad (Figura 5.26).

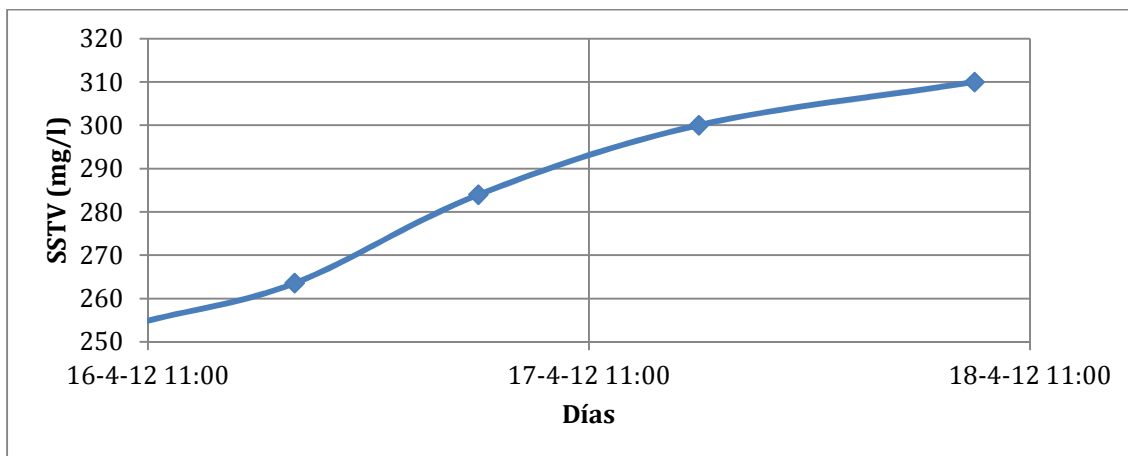


Figura 5. 32 SSTV (mg/l) del 16 de abril al 20 de abril del 2012.

## 5.6 PRODUCTIVIDAD

Para establecer la productividad del sistema utilizaremos los valores de la turbiedad y los valores de sólidos en suspensión volátiles (SSV). Podremos establecer una relación (Figura 5.33) entre los dos parámetros ya que, a más turbiedad del sistema más microalgas, lo que implica más sólidos en suspensión.

En la Figura 5. 33 relacionaremos la Figura 5. 26 y la Figura 5. 32 estableceremos una recta de producción, extrayendo una relación entre ellas, que nos servirá para poder determinar la correlación entre los dos parámetros y, además, la productividad del sistema funcionando a 100% de su capacidad.

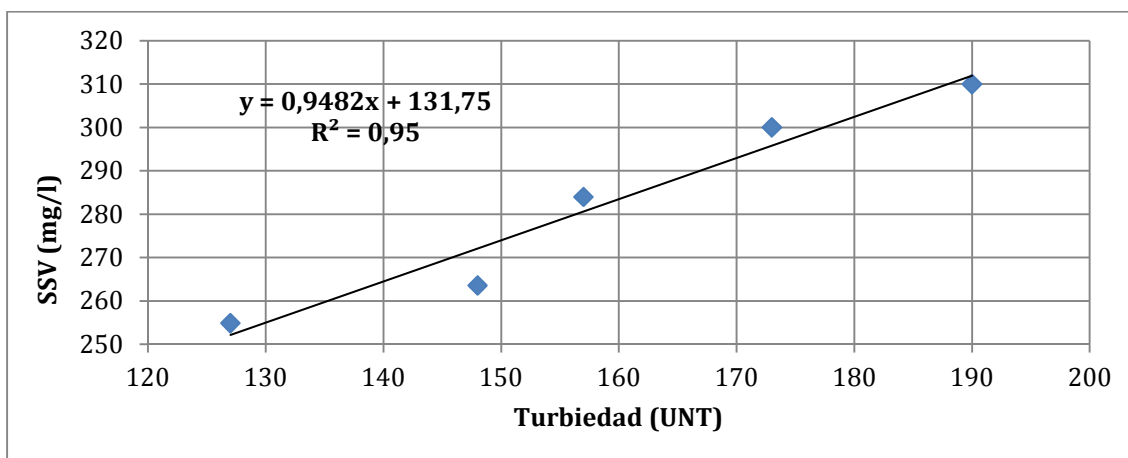


Figura 5. 33 Relación entre SSV y la turbiedad del 16 de abril al 20 de abril del 2012.

Como podemos observar en la Figura 5.33 existe una clara correlación entre la turbiedad y los SSV, por este motivo podemos afirmar que si aumenta la turbiedad del sistema aumenta la concentración de microalgas.

Para calcular la productividad utilizaremos las rectas mencionadas anteriormente para sacar los datos de los cálculos.

$$C_1 \times V = M_1 \quad \text{Ecuación 5.1}$$

$$C_2 \times V = M_2 \quad \text{Ecuación 5.2}$$

$$\text{Productividad} = M_2 - M_1 / V \times T \quad \text{Ecuación 5.3}$$

Donde

- $C_1$  y  $C_2$  son las concentraciones al inicio y al final del experimento respectivamente, Figura 5.33. (mg SSV/l)
- $M_1$  y  $M_2$  son las masas de las concentraciones  $C_1$  y  $C_2$
- $V$ , es volumen total del sistema en el momento de realizar el experimento. (litros)
- $T$ , es el tiempo transcurrido entre  $C_1$  y  $C_2$ . (días)

Tabla 5. 11 Cálculos durante el experimento a doce tubos.

$M_1$ (mg SSV)	$M_2$ (mg SSV)	$M_2 - M_1$ (mg SSV)	$T$ (días)	$V$ (L)	Espacio de cultivo ( $m^2$ )
2166721,04	2635148,67	468427,63	1,875	8500	36

Tabla 5. 12 Productividad del sistema funcionando al 100% de su capacidad.

Productividad del fotobiorreactor			Toneladas anuales por hectárea de cultivo
mg SSV/L*Día	g SSV/L*año	kg /año	t/hectárea *año
29,4	10,7	91,2	25,3

Como se observa en los resultados obtenidos la productividad obtenida con el sistema funcionando al 100% de su capacidad en discontinuo es de 25,3 toneladas hectárea de materia seca microalgal por año, que representa el 25% del valor de productividad estimado para que a producción de microalgas sea económicamente viable (100 t/ha·año). Esto es debido a las características del agua introducida, que carecían de nutrientes.

## 5.7 IDENTIFICACIÓN DE LAS ESPECIES DE MICROALGAS

Las principales especies de microalgas identificadas en las muestras del fotobiorreactor, se describen a continuación:

### *Chlamydomonas*

La mayoría de microalgas que encontramos en las muestras son *Chlamydomonas*. Se caracterizan por formar colonias de microalgas, su forma arredondeada y sus dos antenas (flagelos).

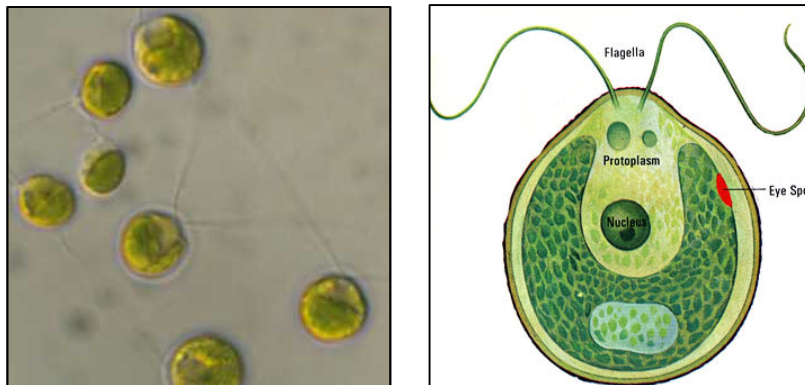


Figura 5. 34 A la izquierda *Chlamydomonas* del fotobiorreactor, imagen x 1000 extraída del microscopio. A la derecha composición de las *Chlamydomonas* <sup>8</sup>.

### *Diatomeas*

Un grupo abundante que encontramos en las muestras son las *diatomeas*, que se caracterizan por su forma alargada y su color marronoso.



Figura 5. 35 *Diatomeas* del fotobiorreactor, imagen x 1000 extraída del microscopio.

### *Chlorella*

Es un género de algas verdes que se caracterizan por tener forma esférica y no poseer flagelo. *Chlorella* contiene pigmentos verdes fotosintéticos, gracias a la fotosíntesis se multiplica rápidamente.

<sup>8</sup> Imagen extraída de la web "Biology Teaching and Learning Resources Educational Materials by D G Mackean"

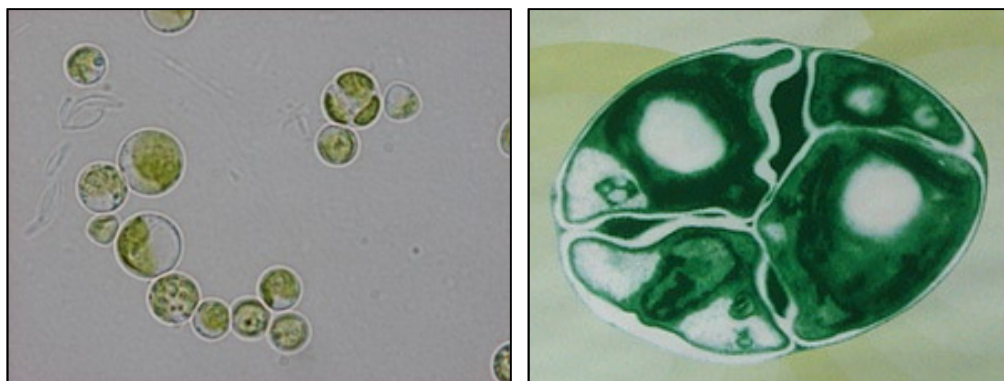


Figura 5. 36 A la izquierda Chlorella del fotobiorreactor, imagen x 1000 extraída del microscopio. A la derecha imagen de un dibujo de una *Chlorella*<sup>9</sup>

### *Ankistrodesmus*

Una especie menos abundante que las anteriores es *Ankistrodesmus*, que se caracterizan por su forma alargada de platano y su color verdoso.



Figura 5. 37 *Ankistrodesmus* del fotobiorreactor, imagen x 1000 extraída del microscopio.

Según autores de otros estudios (Garcia, 2000) estas especies son las mas habituales en estos tipos de cultivos en aguas residuales. A pesar de no encontrar *Scenedesmus* se han desarrollado unas buenas colonias de las otras microalgas.

<sup>9</sup> Imagen extraída de la web "Biology Teaching and Learning Resources Educational Materials by D G Mackean"

## CAPÍTULO 6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

En esta tesina se ha implementado un fotobiorreactor, se ha caracterizado su régimen hidráulico, se ha inoculado con microalgas procedentes de lagunas de alta carga y se ha alimentado con agua procedente de un canal de riego, con una composición similar al efluente de una depuradora urbana. Esto ha permitido estudiar la productividad de la biomasa e identificar las especies principales de microalgas.

Las conclusiones y recomendaciones a las que se ha llegado son las siguientes:

### 6.1 CONCLUSIONES

- ❖ Implementar un fotobiorreactor y caracterizar su régimen hidráulico.
  1. La colocación del corta-olas en las cubetas 2 y 4 cumple perfectamente el objetivo para el cual fue diseñado, ya que crea los mismos regímenes hidráulicos en todos los tubos.
- ❖ Estudiar el crecimiento de la biomasa y la eliminación de nutrientes mediante ensayos en discontinuo.
  1. Con el fotobiorreactor funcionando a dos tubos, uno de ida y otro de vuelta y con una capacidad de 2,5 m<sup>3</sup> de agua introducida del efluente de un tratamiento secundario, se pudo ver como el sistema en tan solo tres días dispuso del tiempo suficiente para eliminar los nutrientes y llegar a la máxima concentración de microalgas. Resaltar que en el primer día el sistema ya había agotado todos los nutrientes y en los días siguientes se fue homogeneizando el sistema hasta alcanzar condiciones ambientales.
  2. Con el fotobiorreactor funcionando a doce tubos, seis de ida y seis de vuelta y con una capacidad de 8,5 m<sup>3</sup> de agua introducida del efluente de un tratamiento secundario, se pudo observar como el fotobiorreactor en 5 días tuvo tiempo suficiente para eliminar los nutrientes y llegar a la máxima concentración de microalgas. Resaltar como en el apartado anterior que los dos primeros días los nutrientes ya estaban casi agotados y los días siguientes destinados a homogeneizar el sistema.
  3. Con los datos aportados se llega a la conclusión de que nuestro sistema a un 20% de su rendimiento es capaz de depurar 1m<sup>3</sup> de agua residual en tan solo 1,2 días mientras que si el aparato funciona al 100% de su rendimiento con los parámetros en óptimas condiciones, el sistema tan solo necesita 0,5 días para depurar 1m<sup>3</sup> de agua residual.

4. Durante la transición de un experimento al otro, se pudo comprobar y desarrollar un método de harvesting basado en la recolección del biofilm originado en el desprendimiento de esta biopelícula del interior de los tubos debido al cambio en el régimen de velocidades.

❖ Cuantificar la productividad de biomasa del sistema.

1. Con la utilización de los doce tubos pudo observarse la capacidad máxima de biomasa originada en el sistema. Cabe resaltar que esta capacidad se produjo con un sistema de introducción de agua residual en discontinuo, es decir, es la capacidad real que se obtiene para un determinado volumen. A más a más hemos de tener en cuenta que el agua introducida no era rica en nutrientes ya que no era residual sino que contenía un 20% de los parámetros de un agua residual. Por este motivo la productividad de 25,3 toneladas anuales por hectárea de cultivo microalgal es un dato relativo pero con mucho peso, ya que en un sistema tan simple como el fotobiorreactor, construido en Agrópolis, es capaz de competir con sistemas más complejos y medios más elaborados.

❖ Identificar las principales especies de microalgas.

1. Las especies originadas en el medio de cultivo por orden de magnitud encontradas en las muestras son: Chlamydomonas, Diatomeas, Chlorella y Ankistrodesmus. Todas ellas favorecen la proliferación del fitoplancton en las condiciones estudiadas, pero también encontramos huevos de diferentes microorganismos y protozoos, patógenos para las microalgas.

## 6.2 RECOMENDACIONES

A partir de los resultados obtenidos en esta tesina se recomienda:

❖ Diseño.

- Los tubos no deberían tener más de 30 metros de longitud, ya que a partir de dicha distancia la turbulencia originada por las palas rotativas no es suficiente y se crea una biopelícula de partículas sedimentadas.
- Tapar con una tela metálica la distribución de los tubos, ya que al estar al aire libre, muchos animales tienen acceso a ellos y acaban destrozando los tubos, al intentar beber agua.
- Proporcionar una mayor inclinación al sistema de desagüe del fotobiorreactor.

❖ Operación.

- Para la producción de biomasa, realizar el ensayo con el fotobiorreactor funcionando en continuo, con sus condiciones óptimas homogeneizadas.
- Durante la utilización del aparato en continuo intentar intervenir lo mínimo para recrear un sistema de bajo coste, para la evaluación de la productividad.
- Inyección de CO<sub>2</sub> en los tubos para la evaluación de la productividad.

Para producir un kilo de algas son necesarios de 2 a 3 kilos de dióxido de carbono (Contreras 2003), por lo que los cultivos de algas podrían estar situados al lado de las fábricas que por su proceso industrial deban eliminar el CO<sub>2</sub>. La idea es que cuando los gases de escape se mezclan con el agua y se inyecta en los tubos, las algas absorben gran parte del dióxido de carbono en la fotosíntesis, lo cual además de ayudar en el proceso de crecimiento de las algas también reducirían las emisiones de la fábrica a la atmósfera.



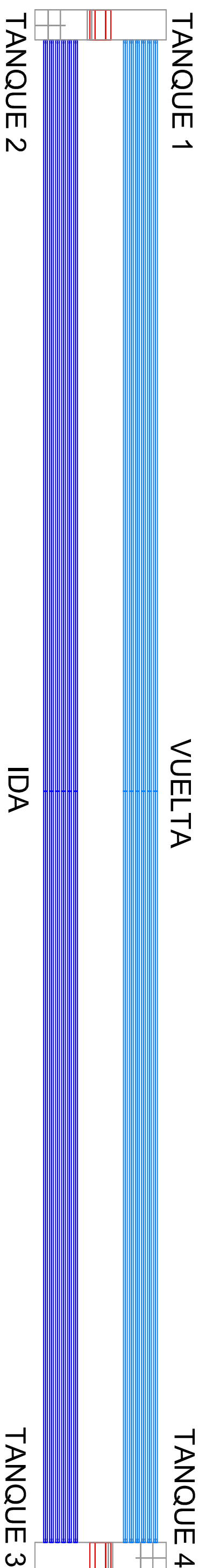


## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Becker, E.W. (1994) *Microalgae: biotechnology and microbiology*. Cambridge University Press. Reino Unido. 293 pp.
- Cole, J. (1982) *Interactions between bacteria and algae in aquatic ecosystems*. Ann. Rev. Ecol. Syst. 13:291-314.
- Contreras, C. (2003) *Avances en el diseño conceptual de fotobiorreactores para el cultivo de microalgas*. Interciencia. 28:450-456
- García, J.: Mujeriego, R. y Hernández-Marine, M. (2000) *High rate algal pond operating strategies for urban wastewater nitrogen removal*. J. Appl. Phycol. 12:331-339.
- Grobbelaar, J.U. (2000) *Physiological and technological considerations for optimizing mass algal cultures*. J Appl. Phycol. 6: 331-335.
- Howard, I.: Lardelli, P.: Martín, J.L. y Espigares, M. (2004) *Evaluation of microbiological and physicochemical indicators for wastewater treatment*. Environmental Toxicology. 19:241-249.
- Lu, C. Vonshak, A. (1999) *Photoinhibition in outdoor Spirulina cultures assessed by polyphasic chlorophyll fluorescence transients*. J. Appl. Phycol. 11:355-359.
- Oswald, W.J. (1987) *Micro-algae and waste-water treatment*. In Borowitzka, M.B.L (Ed), *Micro-algal Biotechnology*. Cambridge University Press. 305-328.
- Pulz, O. (2001) *Photobioreactors: production systems for phototrophic microorganisms*. Appl. Microbiol. Biotechnol. 57: 287-293.
- Richmond, A. (2000) *Microalgal biotechnology at the turn of the millennium: a personal view*. J. Appl Phycol. 12: 441-451.
- Ronzaro, E. y Dapeda, J.L. (2002) *Tratamientos biológicos de las Aguas Residuales*. Díaz de Santos (Ed).



## ANEJO



INVERNADERO

CANAL DE RIEGO

